

(12) NACH DEM VERTRAG ÜBER DIE INTERNATIONALE ZUSAMMENARBEIT AUF DEM GEBIET DES
PATENTWESENS (PCT) VERÖFFENTLICHTE INTERNATIONALE ANMELDUNG

(19) Weltorganisation für geistiges Eigentum
Internationales Büro



(43) Internationales Veröffentlichungsdatum
3. Mai 2001 (03.05.2001)

PCT

(10) Internationale Veröffentlichungsnummer
WO 01/31047 A2

(51) Internationale Patentklassifikation⁷: C12P 7/24, 7/40, C12N 1/21 // (C12P 7/24, C12R 1:19) (C12P 7/40, C12R 1:19) (C12N 1/21, C12R 1:19)

(21) Internationales Aktenzeichen: PCT/EP00/10552

(22) Internationales Anmeldedatum: 26. Oktober 2000 (26.10.2000)

(25) Einreichungssprache: Deutsch

(26) Veröffentlichungssprache: Deutsch

(30) Angaben zur Priorität: 199 51 768.1 27. Oktober 1999 (27.10.1999) DE

(71) Anmelder (für alle Bestimmungsstaaten mit Ausnahme von US): BASF AKTIENGESELLSCHAFT [DE/DE]; 67056 Ludwigshafen (DE).

(72) Erfinder; und

(75) Erfinder/Anmelder (nur für US): SCHMID, Andreas [DE/CH]; Im oberen Boden 60, CH-8049 Zürich (CH). WITHOLT, Bernard [US/CH]; Hönggerberg/HPT E77, CH-8093 Zürich (CH). HAUER, Bernhard [DE/DE]; Merowingerstrasse 1, 67136 Fußgönheim (DE). BÜHLER, Bruno [CH/CH]; Dennlerstrasse 8, CH-8048 Zürich (CH).

(74) Anwälte: KINZEBACH, Werner usw.; Reitstötter, Kinzebach & Partner, Stemwartzstrasse 4, 81679 München (DE).

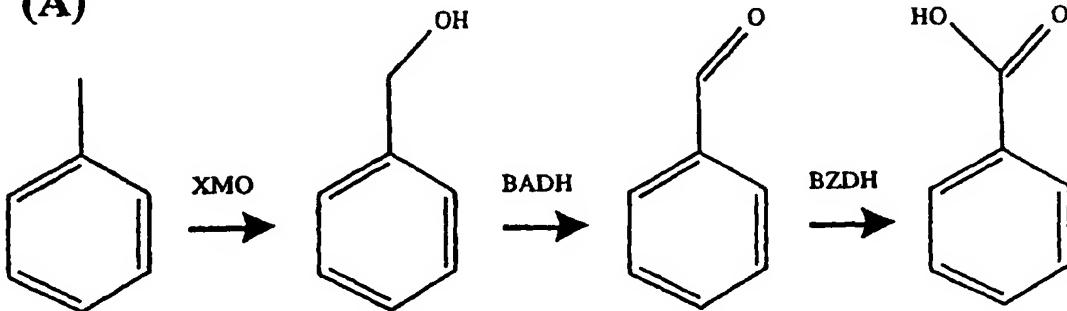
(81) Bestimmungsstaaten (national): AE, AG, AL, AM, AT, AU, AZ, BA, BB, BG, BR, BY, BZ, CA, CH, CN, CR, CU, CZ, DE, DK, DM, DZ, EE, ES, FI, GB, GD, GE, GH, GM, HR, HU, ID, IL, IN, IS, JP, KE, KG, KP, KR, KZ, LC, LK, LR, LS, LT, LU, LV, MA, MD, MG, MK, MN, MW, MX, MZ, NO, NZ, PL, PT, RO, RU, SD, SE, SG, SI, SK, SL, TJ, TM, TR, TT, TZ, UA, UG, US, UZ, VN, YU, ZA, ZW.

[Fortsetzung auf der nächsten Seite]

(54) Title: MICROBIOLOGICAL METHOD FOR PRODUCING AROMATIC ALDEHYDES AND/OR CARBOXYLIC ACIDS

(54) Bezeichnung: MIKROBIOLOGISCHES VERFAHREN ZUR HERSTELLUNG AROMATISCHER ALDEHYDE UND/ODER CARBONSÄUREN

(A)



WO 01/31047 A2



(57) Abstract: The invention relates to a method for the step-wise oxidation of aromatic compounds to the corresponding aldehyde and/or carboxylic acid derivatives using genetically engineered microorganisms that express xylol monooxygenase or alkane monooxygenase.

(57) Zusammenfassung: Die Erfindung betrifft ein Verfahren zur stufenweisen Oxidation von Aromaten zu den entsprechenden Aldehyd- und/oder Carbonsäure-Derivaten unter Verwendung von Xylolmonooxygenase oder Alkanmono-Oxygenase exprimierenden, gentechnisch rekombinierten Mikroorganismen.



(84) **Bestimmungsstaaten (regional):** ARIPO-Patent (GH, GM, KE, LS, MW, MZ, SD, SL, SZ, TZ, UG, ZW), eurasisches Patent (AM, AZ, BY, KG, KZ, MD, RU, TJ, TM), europäisches Patent (AT, BE, CH, CY, DE, DK, ES, FI, FR, GB, GR, IE, IT, LU, MC, NL, PT, SE), OAPI-Patent (BF, BJ, CF, CG, CI, CM, GA, GN, GW, ML, MR, NE, SN, TD, TG).

Veröffentlicht:

— *Ohne internationalen Recherchenbericht und erneut zu veröffentlichen nach Erhalt des Berichts.*

Zur Erklärung der Zweibuchstaben-Codes, und der anderen Abkürzungen wird auf die Erklärungen ("Guidance Notes on Codes and Abbreviations") am Anfang jeder regulären Ausgabe der PCT-Gazette verwiesen.

Mikrobiologisches Verfahren zur Herstellung aromatischer Aldehyde und/oder Carbonsäuren

5 Die Erfindung betrifft ein oxidatives mikrobiologisches Verfahren zur Herstellung aromatischer Aldehyd- und/oder Carbonsäure-Derivate unter Verwendung von Xylolmonooxygenase oder Alkanmonooxygenase exprimierenden rekombinanten Mikroorganismen.

10 Xylolmonooxygenase (XMO), wie sie z.B. von dem TOL-Plasmid pWWO von *Pseudomonas putida* mt-2 kodiert wird, ist ein Enzymsystem, dem beim Abbau von Toluol und Xylolen eine Schlüsselrolle kommt. XMO gehört zur Familie der Alkylgruppen-Hydroxylasen und hydroxyliert selektiv eine Methylgruppe am aromatischen Ring.

15 Dies ist der erste Schritt eines Stoffwechselweges (vgl. Figur 1 (A)) der zur Bildung von Carbonsäure-Derivaten führt, die dann über den sogenannten meta-Abbauweg in Substrate für den Krebs-Zyklus umgewandelt werden.

20 XMO besteht aus zwei Polypeptid-Untereinheiten XylM und XylA, die von den Genen *xylM* und *xylA* kodiert werden (xylMA GENBANK-Acces-sion-Nr. M37480) XylA ist eine NADH-Akzeptor-Reduktase, d.h. ein Elektronen-Transportprotein, das Reduktionsäquivalente von NADH auf XylM, eine in der Membran lokalisierte Hydroxylase überträgt.

25 Die Aktivität von XylM ist von der Gegenwart von Phospholipiden und Eisen(II)-Ionen abhängig und hat ein pH-Optimum von 7. Die Aminosäuresequenz von XylM ist zu 25% mit der Aminosäuresequenz der Hydroxylasekomponente AlkB der Alkan-Hydroxylase von *P. oleo-30* vorans GPol homolog.

Die Alkanhydroxylase ist das erste Enzym eines Abbaupfades für Alkane mit mittlerer Kettenlänge, an dem ein Satz von Enzymen beteiligt ist, der von zwei alk-Genclustern auf dem katabolischen 35 OCT-Plasmid kodiert wird.

Das zweite Enzym in dem in Figur 1 (A) dargestellten Stoffwechselweg ist die Benzylalkoholdehydrogenase (BADH), ein homodimeres Mitglied einer zinkhaltigen Dehydrogenase-Familie, deren Sub-40 strate langkettige Alkohole sind. Dieses Enzym wird vom *xylB*-Gen kodiert. Das dritte Enzym in dem in Figur 1 (A) dargestellten Stoffwechselweg ist die Benzaldehyddehydrogenase (BZDH), bei der es sich ebenfalls um ein Homodimer handelt, das vom *xylC*-Gen kodiert wird.

2

Weitere Einzelheiten zu den Funktionen und Eigenschaften der oben erwähnten Gene und Enzyme, finden sich in den Literaturstellen (1) bis (18).

5 Es konnte gezeigt werden, dass *Escherichia coli*, die gentechnisch so rekombiniert wurden, dass sie XMO exprimieren, nicht nur Toluol und Xylole, sondern auch m- und p-Ethyl-, Methoxy-, Nitro- und Chlor-substituierte Toluole sowie m-Brom-substituiertes Toluol zu den entsprechenden Benzylalkohol-Derivaten oxidieren können (19, 20). Styrol wird zu Styroloxid (ee 95%) oxidiert. Darüber hinaus wurde vermutet, dass XMO auch den zweiten Schritt in dem in Figur 1 (A) dargestellten Stoffwechselweg katalysiert, nämlich die Oxidation von Benzylalkoholen zu den entsprechenden Aldehyden *in vivo* (d.h. bei Versuchen mit ganzen, lebenden Zellen) (2, 21). Auch die Umwandlung von Benzaldehyd in Benzoat nach dem dritten Schritt des in Figur 1 (A) dargestellten Stoffwechselweges konnte bereits beobachtet werden, wurde aber unspezifischen Dehydrogenasen in *E. coli* zugeschrieben (2). Weitere *in vitro* durchgeführte Untersuchungen mit teilweise gereinigter XylMA 10 (in dieser Beschreibung auch synonym für XMO verwendet, d.h. für das aus zwei Polypeptid-Untereinheiten, nämlich XylM und XylA, bestehende funktionelle Enzym) haben dagegen gezeigt, dass diese 15 keine Aktivität in Bezug auf Benzylalkohol hat (9). Die Gründe für diese Diskrepanz sind nach wie vor unklar.

25

Aufgrund der ausgeprägten Homologie zwischen Xylolmonooxygenase und Alkanmonooxygenase (AMO, auch als Alkanhydroxylase bezeichnet; GENBANK Accession-Nr.: AJ245436) hätte der Fachmann für beide Systeme ähnliche Einschränkungen hinsichtlich Art und Umfang der katalysierten Reaktionen erwartet.

Die bisher aus dem Stand der Technik bekannten biokatalytischen Verfahren zur Herstellung aromatischer Aldehyde bzw. Carbonsäuren waren insofern noch nicht zufriedenstellend, als zu deren Durchführung verschiedene Enzyme notwendig erschienen. Auch eine chemische Synthese erweist sich aufgrund der erforderlichen Regio- und Chemoselektivität als schwierig.

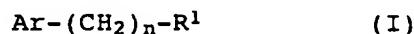
Es war deshalb Aufgabe der Erfindung, ein vereinfachtes Verfahren 40 zur Herstellung aromatischer Aldehyde und/oder Carbonsäuren bereitzustellen.

Erfindungsgemäß konnte überraschenderweise ein vereinfachtes mikrobiologisches Herstellungsverfahren bereitgestellt werden. Die 45 Erfindung beruht insbesondere auf der überraschenden Erkenntnis, dass XMO bzw. AMO in der Lage sind, jeden einzelnen Schritt des in Figur 1 (A) bzw. 1 (B) dargestellten Reaktionsweges zu kataly-

3

sieren, d.h. die Oxidation von alkylsubstituierten Aromaten zum Carbonsäure-Derivat über das entsprechende Alkohol-Derivat und das entsprechende Aldehyd-Derivat als Zwischenstufen. Überraschenderweise wurde erfindungsgemäß auch festgestellt, dass im Vergleich zu früheren Untersuchungen mit XMO exprimierenden, rekombinanten *E. coli* (20, 21), unter Verwendung eines speziellen Expressionssystems für die XMO-Gene, d.h. *xylM* und *xylA*, eine 10- bis 20-fach höhere Aktivität erzielbar ist.

10 Ein erster Gegenstand der Erfindung betrifft somit ein Verfahren zur Herstellung aromatischer Aldehyde und/oder Carbonsäuren der allgemeinen Formel I



15

worin

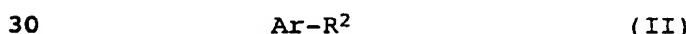
Ar für einen gegebenenfalls ein- oder mehrfach substituierten einkernigen aromatischen Ring steht;

20 R¹ für eine Sauerstoff-haltige Gruppe -CHO oder -COOH steht; und

n für eine ganzzahligen Wert von 0 bis 15, wie z.B. 0 bis 12, 1 bis 6 oder 6 bis 12 steht,

25 das dadurch gekennzeichnet ist, daß man

a) in einem Kulturmedium, welches ein aromatisches Substrat der Formel II



worin

Ar die oben angegebenen Bedeutungen besitzt, und

35 R² für -CH=CH₂ oder -(CH₂)_{n+1}R³ steht, worin n wie oben angegeben definiert ist und

R³ für H oder OH steht;

oder, wenn R¹ für -COOH steht, R² auch für

40 -(CH₂)_nR⁴ stehen kann, worin n wie oben angegeben definiert ist und R⁴ für -CHO steht;

enthält, einen Mikroorganismus, insbesondere aerob, kultiviert, der ein Enzym ausgewählt unter Xylolmonoxygenase (XMO) und Alkanmonooxygenase (AMO) exprimiert; und

45

b) die Verbindung(en) der Formel I aus dem Kulturmedium isoliert.

Die erfindungsgemäße Reaktion kann also mit dem gleichen Enzym, 5 ein- oder mehrstufig durchgeführt werden. Als Substrat kann der alkylierte Aromat, der korrespondierende Alkohol oder der korrespondierende Aldehyd eingesetzt werden. Der Oxidationsgrad des eingesetzten Substrats kann, wie unten beschrieben, in einfacher Weise gesteuert werden.

10

Ohne sich auf eine bestimmte Theorie festlegen zu wollen, deuten ^{18}O -Einbauexperimente in Verbindung mit durch Massenspektrometrie erhaltenen Fragmentierungsmustern darauf hin, daß der wahrscheinlichste Mechanismus der durch XMO katalysierten Alkoholoxidation 15 über die Bildung eines geminalen Diols als Zwischenprodukt läuft, das dann vermutlich nicht-stereospezifisch unter Erhalt des Aldehyds dehydriert wird (vgl. Fig. 6).

Das aromatische Ringsystem Ar in der erfindungsgemäß hergestellten bzw. als Substrat eingesetzten Verbindungen der Formeln I und 20 II kann einfach oder mehrfach substituiert sein. Die Position des/der Ringsubstituenten ist beliebig wählbar. Bevorzugt ist jedoch die meta- und/oder para-Stellung zur zu oxidierenden Seitenkette.

25

Konkrete nichtlimitierende Beispiele für nach dem erfindungsgemäß Verfahren durch XMO oxidierbare Substrate der Formel II sind Toluol, Xylole, Styrol, m- und/oder p- Methyl, Ethyl-, Methoxy-, Nitro- und Chlor-substituierte Toluole, sowie m-Brom-substituierte 30 Toluol und Pseudocumol (d.h. Trimethylbenzole); sowie die korrespondierenden Alkohole bzw. Aldehyde dieser Verbindungen. Konkrete nichtlimitierende Beispiele für nach dem erfindungsgemäß Verfahren durch AMO oxidierbare Substrate der Formel II sind Toluol, Ethylbenzol, n- und i-Propylbenzol, n-Butylbenzol, sowie 35 die m- und/oder p- Methyl, Ethyl-, Methoxy-, Nitro- und Chlor-substituierten Analoga dieser Verbindungen; und die korrespondierenden Alkohole und Aldehyde dieser Verbindungen.

Die erfindungsgemäßen Verfahren werden bevorzugt unter Einsatz 40 folgender Enzyme durchgeführt:

XMO, kodiert von den Genen *xylA* und *xylB* gemäß *xylMA* GENBANK-Accession Nr. M37480 und korrespondierende Isoenzyme. XMO stammt bevorzugt aus Bakterien der Gattung *Pseudomonas*, insbesondere der 45 Spezies *Pseudomonas putida*, bevorzugt Stamm mt-2 (ATCC 33015).

AMO, kodiert von den Genen alkB, alkG und alkT gemäß GENBANK-Accession Nr. AJ245436 und korrespondierende Isoenzyme (z.B. Isoenzyme zu alkB). AMO stammt bevorzugt aus Bakterien der Gattung Pseudomonas, insbesondere der Spezies Pseudomonas oleovorans, be-
5 vorzugt Stamm GPol (ATCC 29347).

Erfindungsgemäß mit umfasst ist ebenfalls die Verwendung "funktionaler Äquivalente" der konkret offenbarten XMO's und AMO's.

10 "Funktionale Äquivalente" oder Analoga der konkret offenbarten Monooxygenasen sind im Rahmen der vorliegenden Erfindung davon verschiedene Enzyme, welche weiterhin die gewünschte Reaktion zeigen und zur Herstellung von Aldehyden und/oder Carbonsäuren obiger allgemeiner Formel I brauchbar sind.

15 Unter "funktionalen Äquivalenten" versteht man erfundungsgemäß insbesondere Enzymmutanten, welche in wenigstens Sequenzposition eine andere als die ursprüngliche Aminosäure aufweisen aber trotzdem eine der oben genannten Oxidationsreaktionen katalysieren. "Funktionale Äquivalente" umfassen somit die durch eine oder mehrere Aminosäure-Additionen, -Substituenten, -Deletionen und/ oder -Inversionen erhältlichen Mutanten, wobei die genannten Veränderungen in jeglicher Sequenzposition auftreten können, solange sie zu einer Mutante mit dem erfundungsgemäßen katalytischen Aktivität führen. Funktionale Äquivalenz ist insbesondere auch dann gegeben, wenn die Reaktivitätsmuster zwischen Mutante und unverändertem Enzym qualitativ übereinstimmen, d.h. beispielsweise gleiche Substrate mit unterschiedlicher Geschwindigkeit umgesetzt werden.

30 "Funktionale Äquivalente" umfassen natürlich auch Monooxygenasen, welche aus anderen Organismen, z.B. aus anderen als den hierin konkret genannten Bakterien, zugänglich sind, sowie natürlich vorkommende Varianten oder Isoenzyme. Beispielsweise lassen sich 35 durch Sequenzvergleich Bereiche homologer Sequenzregionen festlegen und in Anlehnung an die konkreten Vorgaben der Erfindung äquivalente Enzyme ermitteln.

Erfindungsgemäß mit umfaßt ist auch die Verwendung von anderen 40 als den konkret genannten Nukleinsäuresequenzen (einzel- und doppelsträngige DNA- und RNA-Sequenzen) welche für eine der obigen Monooxygenasen und deren funktionalen Äquivalenten kodieren. Weitere erfundungsgemäß brauchbare Nukleinsäuresequenzen unterscheiden sich somit von den konkret eingesetzten Sequenzen durch Addition, Substitution, Insertion oder Deletion einzelner oder mehrerer Nukleotide, kodieren aber weiterhin für eine Monooxygenase mit der gewünschten Eigenschaftsprofil.

Erfindungsgemäß umfasst ist auch der Einsatz solcher Nukleinsäuresequenzen, die sogenannte stumme Mutationen umfassen oder entsprechend der Codon-Nutzung eins speziellen Ursprungs- oder 5 Wirtsorganismus, im Vergleich zu einer konkret genannten Sequenz verändert sind, ebenso wie natürlich vorkommende Varianten, wie z.B. Spleißvarianten, davon. Gegenstand sind ebenso durch konervative Nukleotidsubstitutionen (d.h. die betreffende Aminosäure wird durch eine Aminosäure gleicher Ladung, Größe, Polarität und/ 10 oder Löslichkeit ersetzt) erhältliche Sequenzen.

Gegenstand der Erfindung sind außerdem Expressionskonstrukte, enthaltend unter der genetischen Kontrolle regulativer Nukleinsäuresequenzen eine für ein erfundungsgemäß brauchbares Monooxy- 15 genase-Enzym kodierende Nukleinsäuresequenz; sowie Vektoren, umfassend wenigstens eines dieser Expressionskonstrukte. Vorzugsweise umfassen solche erfundungsgemäßen Konstrukte 5'-strom-aufwärts von der jeweiligen kodierenden Sequenz einen Promotor und 3'-stromabwärts eine Terminatorsequenz sowie gegebenenfalls wei- 20 tere übliche regulative Elemente, und zwar jeweils operativ verknüpft mit der kodierenden Sequenz. Unter einer "operativen Verknüpfung" versteht man die sequentielle Anordnung von Promotor, kodierender Sequenz, Terminator und gegebenenfalls weiterer regulativer Elemente derart, dass jedes der regulativen Elemente 25 seine Funktion bei der Expression der kodierenden Sequenz bestim- mungsgemäß erfüllen kann. Beispiele für operativ verknüpfbare Se- quenzen sind Targeting-Sequenzen sowie Translationsverstärker, Enhancer, Polyadenylierungssignale und dergleichen. Weitere regulative Elemente umfassen selektierbare Marker, Amplifikationssi- 30 gnale, Replikationsursprünge und dergleichen.

Zusätzlich zu den artifiziellen Regulationssequenzen kann die natürliche Regulationssequenz vor dem eigentlichen Strukturen noch vorhanden sein. Durch genetische Veränderung kann diese natürli- 35 che Regulation gegebenenfalls ausgeschaltet und die Expression der Gene erhöht oder erniedrigt werden. Das Genkonstrukt kann aber auch einfacher aufgebaut sein, das heißt es werden keine zusätzlichen Regulationssignale vor das Strukturen insertiert und der natürliche Promotor mit seiner Regulation wird nicht ent- 40 fernt. Statt dessen wird die natürliche Regulationssequenz so mutiert, dass keine Regulation mehr erfolgt und die Genexpression gesteigert oder verringert wird. Die Nukleinsäuresequenzen können in einer oder mehreren Kopien im Genkonstrukt enthalten sein.

45 Beispiele für brauchbare Promotoren sind: cos-, tac-, trp-, tet-, trp-tet-, lpp-, lac-, lpp-lac-, lacIq-, T7-, T5-, T3-, gal-, trc-, ara-, SP6-, 1-PR- oder im 1-PL-Promotor, die vorteilhafte-

weise in gram-negativen Bakterien Anwendung finden; sowie die gram-positiven Promotoren amy und SPO2, die Hefepromotoren ADC1, MFa, AC, P-60, CYC1, GAPDH oder die Pflanzenpromotoren CaMV/35S, SSU, OCS, lib4, usp, STLS1, B33, not oder der Ubiquitin- oder 5 Phaseolin-Promotor. Besonders bevorzugt ist die Verwendung induzierbarer Promotoren, wie z.B. licht- oder temperaturinduztzbare Promotoren, wie der PrP1-Promotor

Prinzipiell können alle natürlichen Promotoren mit ihren Regulationssequenzen verwendet werden. Darüber hinaus können auch synthetische Promotoren vorteilhaft verwendet werden. 10

Die genannten regulatorischen Sequenzen sollen die gezielte Expression der Nukleinsäuresequenzen und der Proteinexpression ermöglichen. Dies kann beispielsweise je nach Wirtsorganismus bedeuten, dass das Gen erst nach Induktion exprimiert oder überexprimiert wird, oder dass es sofort exprimiert und/oder überexprimiert wird. 15

20 Die regulatorischen Sequenzen bzw. Faktoren können dabei vorzugsweise die Expression positiv beeinflussen und dadurch erhöhen oder erniedrigen. So kann eine Verstärkung der regulatorischen Elemente vorteilhafterweise auf der Transkriptionsebene erfolgen, indem starke Transkriptionssignale wie Promotoren und/oder "Enhancer" verwendet werden. Daneben ist aber auch eine Verstärkung der Translation möglich, indem beispielsweise die Stabilität der mRNA verbessert wird. 25

Die Herstellung einer erfindungsgemäßen Expressionskassette erfolgt durch Fusion eines geeigneten Promotors mit einer geeigneten Monooxygenase-Nukleotidsequenz sowie einem Terminator- oder Polyadenylierungssignal. Dazu verwendet man gängige Rekombinations- und Klonierungstechniken, wie sie beispielsweise in T. Maniatis et al (24) sowie in T.J. Silhavy et al. (32) und in Aus- 30 35 ubel, F.M. et al. (33) beschrieben sind.

Das rekombinante Nukleinsäurekonstrukt bzw. Genkonstrukt wird zur Expression in einem geeigneten Wirtsorganismus vorteilhafterweise in einen wirtsspezifischen Vektor insertiert, der eine optimale 40 Expression der Gene im Wirt ermöglicht. Vektoren sind dem Fachmann wohl bekannt und können beispielsweise aus "Cloning Vectors" (Pouwels P. H. et al. (34)) entnommen werden.

Unter Vektoren sind außer Plasmiden auch alle anderen dem Fachmann bekannten Vektoren, wie beispielsweise Phagen, Viren, wie 45 SV40, CMV, Baculovirus und Adenovirus, Transposons, IS-Elemente, Phasmide, Cosmide, und lineare oder zirkuläre DNA zu verstehen.

Diese Vektoren können autonom im Wirtsorganismus repliziert oder chromosomal repliziert werden.

Mit Hilfe solcher erfindungsgemäßer Vektoren sind rekombinante 5 Mikroorganismen herstellbar, welche beispielsweise mit wenigstens einem erfindungsgemäßen Vektor transformiert sind und im erfindungsgemäßen Verfahren eingesetzt werden können. Vorteilhaftweise werden die oben beschriebenen erfindungsgemäßen rekombinanten Konstrukte in ein geeignetes Wirtssystem eingebracht und exprimiert. Dabei werden vorzugsweise dem Fachmann bekannte geläufige Klonierungs- und Transfektionsmethoden, wie beispielsweise Co-Präzipitation, Protoplastenfusion, Elektroporation, retrovirale Transfektion und dergleichen, verwendet, um die genannten Nukleinsäuren im jeweiligen Expressionssystem zur Expression zu bringen. Geeignete Systeme werden beispielsweise in Current Protocols in Molecular Biology, F. Ausubel et al. (35) beschrieben.

Als Wirtsorganismen sind prinzipiell alle Organismen geeignet, die eine Expression der erfindungsgemäßen Nukleinsäuren, ihrer 20 Allelvarianten, ihrer funktionellen Äquivalente oder Derivate ermöglichen und zur Durchführung der erfindungsgemäßen mikrobiologischen Oxidationsreaktion einsetzbar sind. Unter Wirtsorganismen sind beispielsweise Bakterien, Pilze, Hefen, pflanzliche oder tierische Zellen zu verstehen. Bevorzugte Organismen sind Bakterien.

Bevorzugt wird jedoch ein solcher XMO exprimierender Mikroorganismus verwendet, der im wesentlichen keine Benzylalkoholdehydrogenase (BADH) und/oder keine Benzaldehyddehydrogenase (BZDH)-Aktivität besitzt.

Weiterhin ist bevorzugt, solche AMO exprimierenden Mikroorganismen zu verwenden, die im wesentlichen keine Alkanoldehydrogenase (AODH) und/oder Alkanaldehydrogenase (AADH)-Aktivität besitzen, 35 welche von den Genen alkJ bzw. alkH kodiert werden. Beispielsweise kann als Mikroorganismus ein Bakterium der Gattung *Escherichia*, wie z. B. *E. coli*, beispielsweise der Stamm W3110 und einer der K12-Stämme, wie JM101 und DH5 α , oder einer der *Pseudomonas putida*-Stämme, wie der Stamm KT 2440 verwendet werden. Die Charakteristika einiger bevorzugter *E. coli* Stämme sind in Tabelle I angegeben.

Die Transformation von Mikroorganismen mit einem Vektor erfolgt erfindungsgemäß nach etablierten Standardtechniken (24) und be-45 darf daher keiner detaillierteren Erörterung.

9

Die Selektion erfolgreich transformierter Organismen kann durch Markergene erfolgen, die ebenfalls im Vektor oder in der Expressionskassette enthalten sind. Beispiele für solche Markergene sind Gene für Antibiotikaresistenz und für Enzyme, die eine farb-
5 gebende Reaktion katalysieren, die ein Anfärben der transformierten Zelle bewirkt. Diese können dann mittels automatischer Zell- sortierung selektiert werden. Erfolgreich mit einem Vektor transformierte Mikroorganismen, die ein entsprechendes Antibiotikaresistenzgen (z.B. G418 oder Hygromycin) tragen, lassen sich durch
10 entsprechende Antibiotika-enthaltende Medien oder Nährböden selektieren. Markerproteine, die an der Zelloberfläche präsentiert werden, können zur Selektion mittels Affinitätschromatographie genutzt werden.

15 Die Kombination aus den Wirtsorganismen und den zu den Organismen passenden Vektoren, wie Plasmide, Viren oder Phagen, wie beispielsweise Plasmide mit dem RNA-Polymerase/Promoter-System, die Phagen λ oder μ oder andere temperante Phagen oder Transposons und/oder weiteren vorteilhaften regulatorischen Sequenzen bildet
20 ein Expressionssystem.

Gemäß einer besonders bevorzugten Ausführungsform verwendet man einen rekombinanten Mikroorganismus, welcher mit einem Expressionsvektor transformiert ist, der, z.B. unter der genetischen
25 Kontrolle des alk-Regulationssystems aus *Pseudomonas oleovorans* GPol, die für XMO kodierenden Gene *xylM* und *xylA*, oder die für AMO kodierende Gene *alkB*, *alkG* und *alkT* in operativer Verknüpfung enthält.

30 Insbesondere bevorzugt ist der Mikroorganismus mit dem *xylMA* kodierenden Expressionsplasmid pSPZ3 transformiert.

Das alk-Regulationssystem aus *Pseudomonas oleovorans* GPol ist an sich bekannt. Die Expression des ersten der zwei oben erwähnten
35 alk-Gencluster steht unter der Kontrolle von *alkBp*, dem alk- Promotor, und beginnt in Gegenwart des funktionellen Regulationsproteins *alkS*, das von dem zweiten alk-Gencluster kodiert wird, und in Gegenwart eines Induktors, wie z. B. einem Alkan, beispielsweise n-Octan, oder einer mit diesen wenig verwandten Verbindun-
40 gen, wie z. B. Dicyclopropylketon (DCPK) (8, 22, 23). Die Verwen- dung des alk-Regulationssystems in *E. coli* hat den Vorteil, dass keine Katabolitrepression eintritt.

In dem erfindungsgemäßen Verfahren werden bevorzugt n-Octan und
45 DCPK als Induktoren verwendet, und zwar besonders bevorzugt in einer Menge von 0,001 bis 0,5% (V/V) im Falle von n-Octan und in einer Menge von 0,005 bis 0,05% (V/V) im Falle von DCPK. Es kön-

10

nen natürlich auch Gemische aus n-Octan und DCPK verwendet werden. Wenn in diesen Konzentrationsbereichen gearbeitet wird, ist die Induktion maximal.

5 Die Erfindung betrifft außerdem ein mikrobiologisches Verfahren zur Oxidation organischer Verbindungen obigen Typs mit Hilfe der eben beschriebenen rekombinanten Mikroorganismen. Der erfindungsgemäß eingesetzte rekombinante Mikroorganismus kann nach bekannten Verfahren kultiviert und fermentiert werden. Bakterien können 10 beispielsweise in TB- oder LB-Medium und bei einer Temperatur von 20 bis 40°C und einem pH-Wert von 6 bis 9 vermehrt werden. Im Einzelnen werden geeignete Kultivierungsbedingungen beispielsweise in T. Maniatis et al., a.a.O., beschrieben.

15 Bei der erfindungsgemäßen mikrobiologischen Oxidation unter Verwendung oben beschriebener rekombinanter Mikroorganismen erfolgt vorzugsweise zunächst die Kultivierung der Mikroorganismen in Gegenwart von Sauerstoff und in einem Komplexmedium, wie z.B. TB- oder LB- Medium, bei einer Kultivierungstemperatur von etwa 20 20 bis 40°C oder mehr, und einem pH-Wert von etwa 6 bis 9, bis eine ausreichende Zelldichte erreicht ist. Um die Oxidationsreaktion besser steuern zu können, bevorzugt man die Verwendung eines induzierbaren Promotors. Die Kultivierung wird nach Induktion der Monooxygenaseproduktion in Gegenwart von Sauerstoff, z.B. 1 25 Stunde bis 3 Tage, fortgesetzt. Das gebildete Oxidationsprodukt oder -produktgemisch kann dann in herkömmlicher Weise, wie z.B. durch Extraktion oder Chromatographie, vom Medium abgetrennt und gereinigt werden.

30 Die erfindungsgemäßen Umsetzungen können vorteilhaft auch in Bioreaktoren durchgeführt werden, welche den erfindungsgemäßen rekombinanten Mikroorganismus, z.B. in immobilisierter Form, enthalten.

35 Der Oxidationsgrad der erfindungsgemäß eingesetzten Substrate kann auf einfache Weise gesteuert werden. Beispielsweise werden in regelmäßigen Abständen Proben aus dem Kulturmedium entnommen und gaschromatographisch oder unter Anwendung der Gaschromatographie-Massenspektrometer-Kopplung (GC-MS) oder der Hochleistungs- 40 flüssigkeitschromatographie auf den Gehalt an den entsprechenden Alkohol-, Aldehyd- und/oder Carbonsäure-Derivaten untersucht. Je nachdem, welches oxidierte Derivat erwünscht ist, oder wenn sich ein gewünschtes Mischungsverhältnis eingestellt hat, wird die Inkubation unterbrochen. Dies kann beispielsweise durch Entfernen 45 oder Abtöten der Mikroorganismen aus dem Kulturmedium erfolgen, beispielsweise durch Abzentrifugieren und Dekantieren und/oder durch Behandlung mit Säure, beispielsweise Trichloressigsäure,

11

oder durch Behandlung mit Hitze. Auch durch Zudosieren von unoxydiertem Substrat (wie z.B. Toluol oder Pseudocumol) kann die Säurebildung inhibiert werden.

5 Der oxidierte Aromat kann dann mit Hilfe üblicher Trennverfahren aus dem Kulturmedium isoliert werden, beispielsweise durch einfache Destillation, fraktionierte Destillation, Rektifikation, gegebenenfalls im Vakuum, oder durch Anwendung geeigneter chromatographischer Verfahren, bevorzugt durch Destillation. Zweckmäßig 10 gerweise werden die Mikroorganismus-Zellen vor der Aufreinigung dieser Produkte aus dem Kulturmedium entfernt.

Die Konstruktion des erfindungsgemäß bevorzugten Expressionsvektors pSPZ3, ist beschrieben in (31) Panke, et al., Applied and 15 Environmental Microbiology (1999) 2324-2332, worauf hiermit ausdrücklich Bezug genommen wird.

Im Rahmen der erfindungsgemäßen Untersuchungen wurde zur Transformation der Mikroorganismen auch ein Vektor verwendet, der neben den XMO-Genen *xylM* und *xylA* zusätzlich auch noch das Benzylalkoholdehydrogenase(BADH)-Gen *xylB* aus *Pseudomonas putida* mt-2 in exprimierbarer Form enthält. Um das Benzylalkohol-Dehydrogenase-Gen *xylB* direkt stromabwärts zum *xylA*-Gen in das oben beschriebene Plasmid pSPZ3 einzuführen, wurde das 2,3 kb lange 25 XhoI/FspI-Fragment des Plasmids pCK04 (25), welches das *xylB*-Gen enthält, zuerst in den mit XhoI und SmaI verdaulichen Vektor pGEM-7zf(+) (Promega, Zürich, Schweiz) unter Erhalt von pGEMAB eingeführt. Aus diesem Konstrukt wurde das 2,3 kb lange Fragment mit XhoI und BamHI ausgeschnitten und in das mit XhoI und BamHI 30 verdaute Plasmid pSPZ3 ligiert. Das sich ergebende Plasmid wurde pRMAB genannt (Figur 2).

Die Versuche mit pRMAB haben aber gezeigt, dass in Gegenwart von BADH neben XMO Benzylalkohol nicht nur mit geringerer Aktivität 35 zu Benzaldehyd oxidiert wird, sondern sogar Benzylalkohol rückgebildet wird.

Als negative Kontrolle wurde im Rahmen der erfindungsgemäßen Untersuchungen das Plasmid pRS, das keine *xyl*-Gene enthielt, konstruiert. pRMAB wurde mit BamHI und SmaI verdaulich und mit Klenow-Enzym behandelt. Nach der Isolation des größeren Fragments wurde der Vektor religiert.

Im folgenden wird das erfindungsgemäße Verfahren unter Bezugnahme 45 auf konkrete, nicht limitierende Beispiele und die Figuren erläutert.

12

Figur 1 zeigt (A) die stufenweise Oxidation von Toluol zu Benzylalkohol, Benzaldehyd und Benzoësäure durch die Enzyme des oberen TOL-Stoffwechselweges und die Organisation der *xyl*-Gene des oberen TOL-Operons. BADH und BZDH stehen für Benzylalkohol-Dehydrogenase bzw. Benzaldehyd-Dehydrogenase. P_u bezeichnet den oberen TOL-Operon-Promoter, *xylW* ein Gen mit unbekannter Funktion, *xylC* das BZDH-kodierende Gen, *xylM* das die terminale Hydroxylase-Komponente von XMO kodierende Gen, *xylA* das die NADH:Akzeptor-Reduktase-Komponente von XMO kodierende Gen, *xylB* das BADH kodierende Gen und *xylN* ein Gen mit unbekannter Funktion; (B) die stufenweise Oxidation eines Aryl-substituierten Alkans über das korrespondierende Alkanol und Alkanal zur Alkanacarbonsäure, katalysiert durch die Enzyme Alkanhydroxylase (AMO), Alkanoldehydrogenase (AODH) und Alkanaldehydrogenase (AADH).

15

Figur 2 zeigt Konstruktionsschemata der Expressionsplasmide pSPZ3 und pRMAB mit den Genen *xylMA* und *xylMAB* unter der Kontrolle des alk-Regulationssystems. *alkBp* bedeutet den Promotor des alk-Operons, *alkS* ist das Gen für den positiven Regulator *AlkS*. Die Gene *xylM** und *xylA* kodieren die Xylol-Monoxygenase (das * bedeutet, daß im *xylM*-Gen eine *NdeI*-Stelle entfernt worden ist). Das *xylB*-Gen kodiert BADH. *Km* bezeichnet das Gen für die Kanamycin-Resistenz und *T4t* ist der Transkriptionsterminator des Phagen T4.

25 Figur 3 zeigt die Oxidation von Toluol durch *E. coli* JM101 (pSPZ3) (A) und *E. coli* JM101 (pRMAB) (B). Toluol (1.37 mM) wurde zu einer Suspension von ruhenden *E. coli* JM101 (pSPZ3/pBRMAB) Zellen (2.07-2.14 g*l⁻¹ CDW) in Kaliumphosphatpuffer (50mM) pH 7.4, 1% (w/v) Glucose gegeben. Kreise: Toluol, Quadrate: 30 Benzylalkohol, Dreiecke: Benzaldehyd, Rauten: Benzoësäure, Kreuze: Summe der vier Konzentrationen.

Figur 4 zeigt die Oxidation von Pseudocumol, dem entsprechenden Alkohol und dem entsprechenden Aldehyd durch *E. coli* JM101 (pSPZ3) (A,C,E) and *E. coli* JM101 (pRMAB) (B,D). Die Substrate (0.46 mM) wurden zu einer Suspension von ruhenden *E. coli* JM101 (pSPZ3/pBRMAB) Zellen (0.86-0.92 g*l⁻¹ CDW) in Kaliumphosphatpuffer (50mM) pH 7.4, 1 % (w/v) Glucose gegeben. Die Graphen (A) und (B) zeigen die Oxidation von Pseudocumol, die Graphen (C) und (D) die Oxidation von 3,4-Dimethylbenzylalkohol und der Graph (E) zeigt die Oxidation von 3,4-Dimethylbenzaldehyd. Kreise: Pseudocumol, Quadrate: 3,4-Dimethylbenzylalkohol, Dreiecke: 3,4-Dimethylbenzaldehyd, Rauten: 3,4-Dimethylbenzoësäure, Kreuze: Summe aller 45 Konzentrationen.

13

Figur 5 zeigt die Wachstums- und Induktionskinetiken von XMO in *E. coli* JM101 (pSPZ3). Graph (A) zeigt die Xylolmonooxygenaseaktivität und das Zelltrockengewicht (ZTG) zu unterschiedlichen Zeitpunkten nach Induktion durch n-Oktan 5 während die Graphen (B) und (C) dieselben Werte 3.5 Stunden nach Induktion mit unterschiedlichen Mengen an n-Oktan respektive an Dicyclopropylketon (DCPK) zeigen. Jede Aktivitätsbestimmung stammt aus einer unabhängigen Kultur. Pseudocumol (1.37 mM) wurde zu einer Suspension von ruhenden *E. coli* JM101 (pSPZ3) Zellen 10 (2.04-2.44 g*l⁻¹ CDW) in Kaliumphosphatpuffer (50mM) pH 7.4, 1 % (w/v) Glucose gegeben. Die spezifischen Aktivitäten basieren auf der Produktbildung während den ersten 5 Minuten der Reaktion. Der Pfeil in Graph (A) zeigt an, wann 0. 1 % (v/v) n-Oktan zugegeben wurde, um die XylMA Synthese zu induzieren. Ausgefüllte Kreise: 15 ZTG von nicht induzierten Kulturen, offene Kreise: ZTG induzierter Kulturen, Kreuze: spezifische Aktivitäten induzierter Kulturen.

Figur 6 zeigt eine mögliche mechanistische Erklärung für die XMO-20 katalytische Bildung von Benzaldehyd aus Benzylalkohol.

Allgemeine Methoden und verwendete Materialien

a) Bakterien und Plasmide:

25 TABELLE I
Bakterienstämme und Plasmide

Stamm oder Plasmid	Eigenschaften	Quelle oder Literaturstelle
30 Stämme <i>E. coli</i> DH5 α	supE44 Δ lacU169 (\emptyset 80lacZ Δ M15) hsdR17 recA1 endA1 gyrA96 thi-1 relA1	(30)
JM101	supE thi-1 Δ (lac-proAB) F'[traD26 pro AB ⁺ lacI ^Q lacZ Δ M15]	(24)
35 Plasmide pSPZ3 pRMAB pRS pCK04	alkS Palk xylMA ori pMB1; Km ^f pBRMA; xylB; Km ^f pBRMA; Δ xylMA	Erfindung Erfindung Erfindung
40 pGEM7zf(+) pGEMAB	lacZa Pu xylWCMABN; pSC101 oriV; Cm ^f ColE1 f1 ori lacZa; Ap ^f pGEM7zf(+); xylA*B; Ap ^f	(25) Promega Erfindung

A*: das Plasmid enthält lediglich einen Teil des xylA-Gens

b) Chemikalien und Enzyme

45 Sämtliche verwendeten Chemikalien und Enzyme sind im Handel erhältlich, beispielsweise von Boehringer Mannheim (Rotkreuz, Schweiz), NEB (Schwalbach, Deutschland), Gibco (Basel,

14

Schweiz), AGS (Heidelberg, Deutschland), Promega (Zürich, Schweiz), Fluka (Buchs, Schweiz), Aldrich (Buchs, Schweiz) und Lancaster (Mühlheim, Deutschland). Zur Präparation von Plasmid-DNA in kleinem Maßstab wurde der QIAprep-Spin-Mini-prep-Kit von Quiagen (Basel, Schweiz) nach den Angaben des Herstellers angewendet.

5 c) Gentechnische Methoden

10 Zur Konstruktion der verwendeten Vektoren/Plasmide und zur Transfektion bzw. Transformation der Bakterien wurden Standardverfahren der Gentechnik angewendet, die beispielsweise in dem Buch von Sambrook, Fritsch und Maniatis (24) ausführlich beschrieben sind. Des weiteren wird auf die Abschnitte 15 Material und Methoden in den im Literaturverzeichnis aufgeführten Originalarbeiten verwiesen. Eine weitergehende Erörterung ist daher entbehrlich.

20 d) Aufzucht der Bakterien

25 Die Bakterien wurden entweder in Luria-Bertani(LB)-Brühe (Difco, Detroit, Mich.) oder in M9-Minimalmedium (24), das die dreifache Konzentration an Phosphatsalzen (M9*) und 0,5% (G/V) Glucose als einzige Kohlenstoffquelle enthielt, angezogen. Die Kulturen wurden gegebenenfalls mit Kanamycin (Endkonzentration: 50 mg/Liter), Ampicillin (100 mg/Liter), Chloramphenicol (30 mg/Liter), Thiamin (10^{-3} %, G/V), 1 mM Indol und 0,5 mM IPTG (Isopropyl- β -D-1-thiogalactopyranosid) ergänzt. Feste Medien enthielten 1,5% (G/V) Agar. Flüssige 30 Kulturen wurden routinemäßig bei 30 oder 37°C auf Horizontal-schüttlern mit 200 UpM angezogen.

e) Bestimmung der Enzymaktivität

35 Die Bestimmung der Enzymaktivitäten erfolgte der Einfachheit halber unter Verwendung von ganzen Zellen.

40 Eine Einheit (U) ist als die Aktivität definiert, die 1 μ mol Gesamtprodukte in 1 Minute ergibt. Die spezifische Aktivität wird hier als Aktivität pro g Zelltrockengewicht (CDW) ($U g^{-1}$ CDW) ausgedrückt (im folgenden auch einfach als Aktivität bezeichnet). Berechnung als Durchschnittsaktivität, bezogen auf die Menge an Produkten pro g CDW, die in den ersten 5 min der Umsetzung gebildet werden. Die Versuche wurden mindestens 45 dreimal unabhängig voneinander wiederholt.

15

Der Assay wurde folgendermaßen durchgeführt. Mit den entsprechenden Vektoren rekombinierte *E. coli* JM101 wurden in 40 oder 100 ml Medium in Gegenwart von Kanamycin inkubiert. Wenn die optische Dichte bei 450 nm ca. 0,3 betrug, wurden die 5 Zellen durch Zugabe von 0,05% (V/V) DCPK- oder 0,1% (V/V) n-Octan induziert und 3 bis 3,5 Stunden weiter inkubiert, bis die OD₄₅₀ typischerweise auf 0,8-0,9 angestiegen war. Dann wurden die Zellen geerntet und bis zu einem Zelltrockengewicht von 2,5 g/l in 50 mM Kaliumphosphat-Puffer, pH 7,4, der 10 1% (G/V) Glucose enthielt, resuspendiert. Aliquots zu 1 oder 2 ml wurden in mit Stopfen verschlossene Pyrex-Röhrchen gegeben und horizontal auf einem Rotationsschüttler bei 30°C und 250 UpM inkubiert. Nach 5 Minuten wurde das jeweilige Substrat auf eine Endkonzentration von 1,5 mM in Form einer 15 20-fach konzentrierten Stammlösung in Ethanol hinzugegeben. Bei den Versuchen, in denen die Bildung von 3,4-Dimethylbenzoësäure bestimmt wurde, wurde das Zelltrockengewicht auf 1 g/l verringert und die jeweiligen Substrate bis zu einer Endkonzentration von 0,5 mM hinzugegeben, weil diese Verbindung 20 in Wasser eine geringe Löslichkeit hat. Die Umsetzung wurde auf dem Schüttler 5 Minuten durchgeführt und dann beendet, indem die Proben in Eis gestellt und sofort mit 40 oder 80 µl Perchlorsäure-Stammlösung (10% V/V) versetzt wurden, so dass der pH-Wert der Suspension 2 betrug.

25

f) Bestimmung der Produktbildung als Funktion der Zeit

Zur Untersuchung der Produktbildung als Funktion der Zeit 30 wurden die Zellen wie oben beschrieben gezüchtet, induziert, gesammelt, resuspendiert und unterschiedlich lange, nämlich 5, 10, 20, 30, 40 und 80 Minuten, mit dem jeweiligen Substrat inkubiert. Dann wurden die Umsetzungen wie oben beschrieben abgebrochen, die Zellen durch Zentrifugation (7 800 g, 8 min) entfernt und die Überstände analysiert.

35

Zur Auftrennung von Benzylalkohol, Benzylaldehyd und Benzoesäure wurde die Hochleistungsflüssigkeitschromatographie (HPLC) angewendet. Als Säule diente Nucleosil C18 (Porengröße 100 Å, Teilchengröße 5 µm, Länge 25 cm, Innendurchmesser 4 40 mm) (Macherey-Nagel, Oensingen, Schweiz) und als mobile Phase 69,9% H₂O-30% Acetonitril-0,1% H₃PO₄ bei einer Fließgeschwindigkeit von 0,7 ml/min. Zur Auftrennung von 3,4-Dimethylbenzylalkohol, 3,4-Dimethylbenzaldehyd und 3,4-Dimethylbenzoësäure wurde die gleiche Säule, aber als mobile Phase 64,9% 45 H₂O-35% Acetonitril-0,1% H₃PO₄ mit der gleichen Fließgeschwindigkeit verwendet. Zur Detektion wurde die UV-Absorption bei 210 nm bestimmt. Die aufgetrennten Verbindungen wurden durch

16

Vergleich ihrer Retentionszeiten mit denen von im Handel erhältlichen Standards identifiziert.

5 Im Falle von Toluol/Pseudocumol und der entsprechenden Alkohole, Aldehyde und Säuren erfolgte die Auftrennung durch Gaschromatographie. Der Gaschromatograph (Fisons Instruments, England) war mit einer Quarzkapillarsäule des Typs OPTIMA-5 (Länge 25 m, Innendurchmesser 0,32 mm, Filmdicke 0,25 µm) von Macherey-Nagel (Oensingen, Schweiz) ausgerüstet. Als Trägergas wurde Wasserstoff verwendet, und die Injektion erfolgte 10 splitlos. Dabei wurde das folgende Temperaturprofil angewendet: von 40°C auf 70°C mit 15°C/min, von 70°C auf 105°C mit 5°C/min und von 105°C auf 240°C mit 20°C/min. Die Detektion der Verbindungen erfolgte mit einem Flammenionisationsdetektor. Die aufgetrennten Verbindungen wurden durch Vergleich 15 ihrer Retentionszeiten mit denen von im Handel erhältlichen Standards identifiziert. Alternativ kann die Detektion auch mit einem Massenspektrometer erfolgen (GC-MS-Kopplung). Letzteres hat den Vorteil, dass neben der spezifischen chromatographischen Retentionszeit auch noch das Fragmentierungsmuster und die Intensitätenverteilung der einzelnen Peaks zur qualitativen und quantitativen Bestimmung der Reaktionsprodukte herangezogen werden können.

25 Die GC-MS-Kopplung bestand aus einem Massenspektrometer von Fisons Typ MD-800 und einem Gaschromatographen (Fisons Instruments, England), der mit einer CP-Sil-5CB-Säule (Chrompack, Niederlande) ausgerüstet war. Als Trägergas wurde Helium verwendet. Die Injektion erfolgte mit Split (20:1). Das 30 Temperaturprogramm war das gleiche wie bei der oben beschriebenen gaschromatographischen Auftrennung.

Sowohl bei der Gaschromatographie als auch bei GC-MS-Kopplung wurden den Proben ein gleiches Volumen eiskalter Ether, der 35 als internen Standard 0,1 mM Dodecan enthielt, zugesetzt. Anschließend wurde Natriumchlorid bis zur Sättigung hinzugegeben und die Wasserphase bei 30°C durch 5-minütiges kräftiges Schütteln extrahiert, worauf die Phasen durch Zentrifugation getrennt wurden. Die organische Phase wurde über wasserfreiem 40 Natriumsulfat getrocknet und dann analysiert.

Beispiel 1: Oxidation von Toluol und Derivaten davon mit Xylolmonooxygenase

45 In den folgenden Versuchen wurden die Zellen jeweils bis zu einer Zelldichte von 0,09 g CDW/l angezogen und routinemäßig mit 0,1% (V/V) n-Octan induziert. Dann wurden die Kulturen weitere 3 bis

3,5 Stunden inkubiert und bis auf eine Zelldichte von 0,23 bis 0,27 g CDW/l angezogen.

Tabelle II zeigt, dass XMO Toluol zu Benzylalkohol, Benzylalkohol 5 zu Benzaldehyd und Benzyldehyd zu Benzoësäure oxidiert. Für die ersten zwei Oxidationsreaktionen wurden Aktivitäten bis zu 95-100 U/g CDW festgestellt, wohingegen die Oxidation von Benzaldehyd mit einer niedrigen Aktivität erfolgte, nämlich nur 10 U/g CDW.

10 Im Fall von Pseudocumol waren die Ergebnisse ähnlich. Pseudocumol wurde zu 3,4-Dimethylbenzylalkohol, 3,4-Dimethylbenzylalkohol zu 3,4-Dimethylbenzaldehyd und 3,4-Dimethylbenzaldehyd zu 3,4-Dimethylbenzoësäure oxidiert. Für die Oxidation von Pseudocumol wurde eine Aktivität von 100 U/g CDW festgestellt, wohingegen 3,4-Dimethylbenzaldehyd langsamer mit einer Aktivität von 50 U/g CDW gebildet und mit einer deutlich höheren Aktivität (55 U/g CDW) als Benzaldehyd zu 3,4-Dimethylbenzoësäure oxidiert wurde.

Wenn die Säuren als Substrate zugegeben wurden, konnten keine Reaktionenprodukte und auch keine Abnahme der Säuren nachgewiesen werden.

Als Kontrollen dienten uninduzierte *E. coli* JM101, die das Plasmid pSPZ3 enthielten, und induzierte *E. coli* JM101, die kein Plasmid enthielten. Um jegliche Einflüsse des alk-Regulationssystems auf *E. coli* auszuschließen, wurden als zusätzliche Kontrollen *E. coli* JM101, die das Plasmid pRS enthielten, verwendet. Das Plasmid pRS enthält immer noch das alkS-Gen, aber nicht die xyl-Gene. Tabelle II zeigt, dass bei der Verwendung von Toluol, Pseudocumol und der entsprechenden Alkohole als Substrate keine Umwandlungsprodukte in den Kontrollversuchen nachweisbar waren.

Die folgende Tabelle III zeigt, dass trotzdem in diesem Versuch als Substrate zugegebene Aldehyde mit konstanter Aktivität zu den Alkoholen reduziert wurden. Auch die Bildung von 3,4-Dimethylbenzoësäure konnte festgestellt werden, aber mit einer sehr geringen Aktivität von 2 bis 2,5 U/g CDW. Dies erlaubt den Schluß, dass der Hauptteil der von induzierten *E. coli* JM101 (pSPZ3) (diese Abkürzung bedeutet hier, dass die Mikroorganismen das angegebene Plasmid enthalten) gebildeten Säure auf das Vorhandensein von XMO zurückzuführen ist.

An dieser Stelle sei darauf hingewiesen, dass in Bezug auf die gebildeten Produkte und die Aktivitäten bzw. Bildungsgeschwindigkeiten zwischen dem routinemäßig verwendeten Induktor 0,1% (V/V)

18

n-Octan und dem alternativ verwendeten Induktor 0,05% (V/V) DCPK keine signifikanten Unterschiede festgestellt wurden.

TABELLE II

5

Oxidation von Toluol und Derivaten durch XMO

Substrat		Spezifische Aktivität ^a [U g ⁻¹ CDW]		
		E. coli JM101 (pSPZ3) induziert ^b	E. coli JM101 (pSPZ3) uninduziert	E. coli JM101 (pRS) induziert ^b
	Toluol	100	0	0
	Benzylalkohol	95	0	0
	Benzaldehyd	10	s.b. ^c	s.b. ^c
	Pseudocumol	100	0	0
15	3,4-Dimethylbenzyl	50	0	0
	- alkohol			
	3,4-Dimethylbenzaldehyd	55	s.b. ^c	s.b. ^c

a Der Assay zur Bestimmung der Aktivität wurde wie oben beschrieben durchgeführt. Die Einheit (U) ist wie oben definiert, und die spezifische Aktivität wurde wie oben beschrieben berechnet.

b Die Zellen wurden durch Zugabe von 0,1% (V/V) n-Octan induziert.

25 c s.b., siehe unten (Tabelle III)

TABELLE III

Umwandlung von Aldehyden in den Kontrollversuchen
30

	Spezifische Aktivitäten ^a [U g ⁻¹ CDW]				
	Benzaldehyd als Substrat		3,4-Dimethylbenzaldehyd als Substrat		
35	E. coli JM101 (pSPZ3) Uninduziert	E. coli JM101 (pRS) induziert ^b	E. coli JM101 (pSPZ3) uninduziert	E. coli JM101 (pRS) induziert ^b	E. coli JM101 (pRS) induziert ^b
	Alkoholbildung	19	15	9,4	8,3
40	Säurebildung	0,5	0	2,2	2,4

a, b vgl. Tabelle II

Die in diesen Kontrollversuchen unter Verwendung von uninduzierten E. coli JM101 (pSPZ3) und induzierten E. coli JM101 (pRS) festgestellte Reduktion der Aldehyde zu den Alkoholen kann durch die Einwirkung von E.-coli-Alkohol-Dehydrogenasen erklärt werden, die eine Reaktion katalysieren, deren Gleichgewicht aus thermodynamischen Gründen auf der Seite der Alkohole liegt. Die Rückbil-

dung von Benzylalkohol am Ende der Biotransformation von Toluol durch *E. coli* JM101 (pSPZ3) (vgl. Fig. 5A) kann ebenfalls den *E. coli*-Dehydrogenasen zugeordnet werden, deren Aktivität signifikant wird, weil die XMO-Aktivität mit der Zeit abnimmt.

5

Beispiel 2: Bestimmung des zeitlichen Verlaufs der Oxidation verschiedener Substrate

Der zeitliche Verlauf der Oxidation von Toluol, Pseudocumol, 10 3,4-Dimethylbenzylalkohol und 3,4-Dimethylbenzaldehyd ist in den Figuren 3 und 4 dargestellt. Die Assays wurden wie oben beschrieben durchgeführt. Das jeweilige Substrat wurde jeweils zu einer Suspension der jeweiligen ruhenden Zellen in 50 mM Kaliumphosphat-Puffer, pH 7,4, der 1% (G/V) Glucose enthielt, gegeben.

15

Wenn Toluol oder Pseudocumol als Substrate zugegeben wurden, wurde eine aufeinanderfolgende Bildung der entsprechenden Alkohole, Aldehyde und Säuren festgestellt (Figuren 3A und 4A). Wie auch in den Aktivitätsassays festgestellt, waren die Aktivitäten, 20 mit denen Benzylalkohol, 3,4-Dimethylbenzylalkohol und Benzaldehyd gebildet wurden, hoch. Die Aktivitäten, mit denen 3,4-Dimethylbenzaldehyd und 3,4-Dimethylbenzoësäure gebildet wurden, waren mittelhoch, und Benzoësäure bildete sich mit geringer Aktivität. In den ersten 5 Minuten wurden aus den beiden Substraten 25 Pseudocumol und Toluol mit einer spezifischen Aktivität von 100 U/g CDW (vgl. auch Tabelle II) die Produkte gebildet. Im Bereich zwischen der 5. und 10. Minuten wurde Benzaldehyd mit einer Aktivität von 80 U/g CDW gebildet, während 3,4-Dimethylbenzaldehyd langsamer gebildet wurde (37 U/g CDW). Die Säurebildung begann 30 nach dem vollständigen Verbrauch von Toluol oder Pseudocumol, und zwar mit einer Aktivität von 3,2 U/g bzw. 21 U/g CDW im Falle von Benzoësäure bzw. 3,4-Dimethylbenzoësäure im Bereich zwischen 10 und 30 Minuten. Es blieb stets eine geringe Konzentration an Benzylalkohol übrig. Zwischen 40 und 80 Minuten nahm die Konzentration an Benzylalkohol wieder zu, während die Konzentration an Benzaldehyd abnahm (Figur 3A). Pseudocumol, 3,4-Dimethylbenzylalkohol und 3,4-Dimethylbenzaldehyd wurden vollständig unter Bildung von 3,4-Dimethylbenzoësäure verbraucht (Figur 4A).

40 Wenn 3,4-Dimethylbenzylalkohol als Substrat zugegeben wurde, betrug die Aktivität, mit der 3,4-Dimethylbenzaldehyd gebildet wurde, 50 U/g CDW (Tabelle II), wohingegen die Aktivität, mit der 3,4-Dimethylbenzoësäure gebildet wurde, 23 U/g CDW betrug, und zwar im Zeitraum zwischen 10 und 30 Minuten (Figur 4C). Wenn Benzylalkohol als Substrat verwendet wurde, betrug die Aktivität, mit der Benzaldehyd gebildet wurde, 95 U/g CDW und die Aktivität, mit der Benzoësäure gebildet wurde, konstant 2,9 U/g CDW (Ergeb-

20

nisse nicht gezeigt). In dem untersuchten Zeitraum wurde 3,4-Dimethylbenzylalkohol im Gegensatz zu Benzylalkohol vollständig in die Säure umgewandelt.

5 Wenn 3,4-Dimethylbenzaldehyd als Substrat zugegeben wurde (Figur 4E) wurde 3,4-Dimethylbenzoësäure mit einer Aktivität von 55 U/g CDW gebildet und war nach 20 Minuten bereits die vorherrschende Spezies. Wenn Benzaldehyd als Substrat verwendet wurde, wurde die langsame und konstante Bildung von Benzoësäure (3 U/g CDW) festgestellt (Ergebnisse nicht gezeigt). Hier betrug die Anfangsaktivität in den ersten 5 Minuten 10 U/g CDW (Tabelle II).

Beispiel 3: Umwandlung von Toluol und Pseudocumol durch *E. coli* 15 JM101 (pRMAB).

Diese Versuche sollten zur Klärung der Frage dienen, ob durch gleichzeitiges Vorhandensein von BADH und XMO die Aktivität, mit der Aldehyd aus Toluol und Pseudocumol gebildet wird, zunimmt 20 oder abnimmt. Da einige Alkohol-Dehydrogenasen eine Reaktion katalysieren, deren Gleichgewicht beim physiologischen pH-Wert auf der Seite des Alkohols liegt, könnte letztere Möglichkeit durchaus bestehen und folglich BADH die Aldehyd-Bildungsrate erniedrigen.

25 Tatsächlich konnten im Vergleich mit *E. coli* JM101 (pSPZ3) deutliche Unterschiede in der Biotransformationsaktivität festgestellt werden. Toluol wurde mit einer anfänglichen spezifischen Aktivität von 87 U/g CDW in seine entsprechenden Oxidationsprodukte umgewandelt. Die entsprechenden Aktivitäten für Benzylalkohol, Pseudocumol und 3,4-Dimethylbenzylalkohol betrugen 66, 73 und 42 U/g CDW. Wenn BADH vorhanden ist, bewirkt dies also anscheinend eine Erniedrigung der Biotransformationsaktivität von rekombinanten *E. coli* MJ101 als Biokatalysatoren.

35 Wenn Toluol zugegeben wurde, bildeten sich nacheinander Benzylalkohol, Benzaldehyd und Benzoësäure (Figur 3B). Im Zeitraum zwischen der 5. und 10. Minute wurde Benzaldehyd mit einer Aktivität von 34 U/g CDW gebildet, und die Säure wurde mit einer Aktivität 40 von 1 U/g CDW im Zeitraum zwischen 10 und 40 Minuten gebildet. Nach etwa 20 Minuten begann die Konzentration an Benzylalkohol wieder anzusteigen (vermutlich wegen des Einsetzens der Rückreaktion). Nach 80 Minuten war nahezu kein Benzaldehyd mehr übrig und es wurde nur eine sehr geringe Menge an Benzoësäure gebildet.

21

Wenn Benzylalkohol als Substrat zugegeben wurde, ergaben sich sehr ähnliche Ergebnisse (nicht gezeigt). Wieder sank nach etwa 20 Minuten während der Bildung des Alkohols die Konzentration des Aldehyds. Somit verursacht die Einführung des Gens *xylB* eine beträchtliche Reduktion des Aldehyds zu Alkohol, was darauf hindeutet, dass die Bildung von Aldehyd durch zusätzliches BADH nicht gesteigert wird.

Wenn Pseudocumol als Substrat zugegeben wurde, wurde wieder eine nacheinander erfolgende Bildung von 3,4-Dimethylbenzylalkohol, 3,4-Dimethylbenzaldehyd und 3,4-Dimethylbenzoësäure festgestellt (Figur 4B). Im Zeitraum zwischen der 5. und 10. Minute wurde 3,4-Dimethylbenzaldehyd mit einer Aktivität von 15 U/g CDW gebildet. Die Säure bildete sich im Zeitraum zwischen 30 und 40 Minuten mit etwa der gleichen Aktivität (13 U/g CDW). Nach der raschen Bildung des Alkohols blieb die Aldehyd-Konzentration 20 Minuten lang relativ hoch. Trotzdem wurden am Ende der Reaktion der Alkohol und der Aldehyd vollständig in die Säure umgewandelt.

Wenn 3,4-Dimethylbenzylalkohol als Substrat zugegeben wurde, wurden 3,4-Dimethylbenzaldehyd und 3,4-Dimethylbenzoësäure gebildet (Figur 5B). Im Zeitraum zwischen 20 und 30 Minuten wurde die Säure mit einer spezifischen Aktivität von 8 U/g CDW gebildet. Die Aldehyd-Konzentration überstieg nie die Alkohol-Konzentration. Das längere Vorhandensein von 3,4-Dimethylbenzylalkohol zeigt, dass neben den Oxidationen wieder eine Reduktion von Aldehyd zu Alkohol stattfindet, für die BADH verantwortlich zu sein scheint.

Beispiel 4: Wachstums- und Induktionskinetiken von *E. coli* JM101 (pSPZ3).

Für jeden Aktivitätspunkt wurde eine einzelne Kultur angezüchtet. Der Aktivitätsassay wurde wie oben beschrieben durchgeführt. Im Fall von Figur 5A wurde Pseudocumol (1,37 mM) zu einer Suspension ruhender *E. coli* JM101 (pSPZ3) (2,04-2,26 g l⁻¹ CDW) in 50 mM Kaliumphosphat-Puffer, pH 7,4, der 1% (G/V) Glucose enthielt, gegeben. Die spezifischen Aktivitäten wurden mit Hilfe der gaschromatographisch bestimmten Mengen der in den ersten 5 Minuten der Umsetzung gebildeten Produkte berechnet. Der Pfeil zeigt an, zu welchem Zeitpunkt 0,1% (V/V) n-Octan zur Induktion der *xylMA*-Synthese zugegeben wurde. Die ausgefüllten Kreise bedeuten das Zelltrockengewicht (CDW) der uninduzierten Kulturen, die nicht ausgefüllten Kreise das Zelltrockengewicht der induzierten Kulturen und die Kreuze die spezifischen Aktivitäten der induzierten Kulturen.

22

Fig. 5(B) und (C) wurden wie Fig. 5(A) erhalten, mit dem Unterschied, daß die Zelldichte 2,26-2,44 g l⁻¹ CDW betrug. Fig. 5(B) zeigt die Auswirkungen unterschiedlicher Mengen an n-Octan und Fig. 5(C) die von DCPK. Die Kreise geben das Zelltrockengewicht 5 3,5 Stunden nach der Induktion an und die Kreuze die spezifischen Aktivitäten der induzierten Kulturen.

Die XMO-Aktivität wurde nach der Induktion mit 0,1% (V/V) n-Octan (Fig. 5(A)) oder 0,05% (V/V) DCPK verfolgt. Die XMO-Aktivität 10 wurde durch beide Verbindungen rasch induziert und erreichte nach 3 bis 3,5 Stunden Induktionszeit eine konstante Stärke von etwa 115 bzw. 105 U/g CDW im Falle von n-Octan bzw. DCPK. Im Vergleich mit nicht induzierten Zellen waren die Wachstumsraten der induzierten Zellen deutlich geringer.

15

Die Abhängigkeit der XMO-Aktivität von den Induktorkonzentrationen [im Bereich 0,00001- 1 % (V/V)] wurde bestimmt, indem *E. coli* JM101 (pSPZ3) bis zu einer Konzentration von 0,09 g CDW pro Liter angezogen und die Zellen mit unterschiedlichen Mengen an n-Octan 20 und DCPK induziert wurden. Nach weiteren 3,5 Stunden Anzüchten wurden für jede Induktorkonzentration das Zelltrockengewicht und die XMO-Aktivität bestimmt (Fig. 5 (B) und (C)). Es ergaben sich sehr niedrige XMO-Aktivitäten, wenn weniger als 0,0001% (V/V) n-Octan oder 0,001% (V/V) DCPK in das Kulturmedium gegeben wurde. 25 Maximale Induktion wurde bei DCPK-Konzentrationen von 0,005 bis 0,01% (V/V) und bei n-Octan-Konzentrationen zwischen 0,001 und 0,004% (V/V) festgestellt. Bei höheren Induktorkonzentrationen blieb die XMO-Aktivität konstant. Aufgrund des hohen Dampfdruckes von n-Octan wurden verschlossene Schüttelflaschen verwendet, wo- 30 bei aber selbst dann nur ein Teil des n-Octans in dem wäßrigen Medium gelöst wird. Die Löslichkeit von n-Octan in destilliertem Wasser ist sehr niedrig und beträgt 0,7 mg/l oder 0,0001% (V/V).

In den Induktorkonzentrationsbereichen, in denen die Enzymaktivitäten auf ihr Maximum anstiegen, nahmen die Zelldichten ab. Bei höheren Konzentrationen an n-Octan blieb die Enzymaktivität konstant. Höhere Konzentrationen an DCPK dagegen bewirkten eine weitere Abnahme der Zelldichten (Fig. 5 (B) und (C)). Außerdem wurde der direkte Einfluß von unterschiedlichen Induktorkonzentrationen 40 auf das Wachstum von *E. coli* JM101 ohne Plasmid überprüft. Hohe Konzentrationen an n-Octan hatten keinen Einfluß auf das Zellwachstum. Im Gegensatz dazu hatten Konzentrationen an DCPK oberhalb 0,01% (V/V) eine Erniedrigung der Wachstumsrate zur Folge. Bei einer DCPK-Konzentration von 0,5% (V/V) wurde 3,5 Stunden 45 nach der Induktion lediglich ein Zelltrockengewicht von 0,073 g/l bestimmt. Hohe DCPK-Konzentrationen üben offenbar eine toxische

23

Wirkung auf die Zellen aus. Somit ist n-Octan der bessere Induktor.

Zusammengefaßt lässt sich folgendes feststellen. Bei der stufen-
5 weisen Oxidation von Toluol und Pseudocumol gibt es zwei signifi-
kante Unterschiede. 3,4-Dimethylbenzylalkohol wird langsamer oxi-
diert als Benzylalkohol und 3,4-Dimethylbenzoësäure mit einer
deutlich höheren Aktivität gebildet als Benzoësäure. Dies deutet
darauf hin, dass die Variation von Substituenten auf die spezifi-
10 schen Aktivitäten von XMO für oxidierte Substrate (Alkohole, Al-
dehyde) andere Auswirkungen zeigt als auf die spezifische Aktivi-
tät für unoxidierte Substrate, wie Toluol und Pseudocumol, für
welche XMO sehr ähnliche Aktivitäten aufweist. Ein weiteres wich-
tiges Ergebnis ist, dass die Säuren solange nicht gebildet wer-
15 den, bis das Toluol oder Pseudocumol mehr oder weniger vollstän-
dig verbraucht sind. Falls dies generell so sein sollte, hat XMO
eindeutig eine höhere Affinität für Toluol und Pseudocumol als
für die entsprechenden Aldehyde. Das Vorhandensein von BADH hat
geringere Aktivitäten für die Produktbildung zur Folge und sogar
20 die Rückbildung von Benzylalkohol. Die BADH enthaltenden Zellen
akkumulieren die Aldehyde eindeutig langsamer. BADH scheint die
Wirkung der E.-coli-Dehydrogenasen drastisch zu steigern, wobei
das Gleichgewicht dieser Dehydrogenase-Reaktion auf der Seite des
Alkohols zu liegen scheint. Dies wird durch thermodynamische Be-
25 rechnungen nach im Stand der Technik bekannten Verfahren (26 bis
29) und durch enzymkinetische Untersuchungen (16-18) bestätigt.

30

35

40

45

Literaturverzeichnis

1. Harayama, S., Kok, M. und Neidle, E.L. (1992), *Annu. Rev. Microbiol.* 46, 565-601
2. Harayama, S., Rekik, M., Wubbolts, M., Rose, K., Leppik, R.A. und Timmis, K.N. (1989), *J. Bacteriol.* 171(9), 5048-5055
3. Abril, M.-A., Michan., C., Timmis, K.N. und Ramos, J.L. (1989), *J. Bacteriol.* 171(12), 6782-6790
4. Williams, P.A., Shaw, L.M., Pitt, C.W. und Vrecl, M. (1997), *Microbiology* 143, 101-107
5. Ramos, J.L., Marqués, S. und Timmis, K.N. (1997), *Ann. Rev. Microbiol.* 51, 341-373
6. Suzuki, M., Hayakawa, T., Shaw, J.P., Rekik, M. und Harayama, S. (1991), *J. Bacteriol.* 173(5), 1690-1695
7. Shaw, J.P. und Harayama, S. (1992), *Eur. J. Biochem.* 209, 51-61
8. Wubbolts, M. (1994), *Dissertation, Rijksuniversiteit Groningen*
9. Shaw, J.P. und Harayama, S. (1995), *J. Ferm. Bioeng.* 79(3), 195-199
10. Baptist, J.N., Ghelson, R.K. und Coon, M.J. (1963), *Bioch. Biophys. Acta* 69, 40-47
11. Chakrabarty, A.M., Chou, G. und Gunsalus, L.G. (1973), *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 70(4), 1137-1140
12. Kok, M., Oldenhuis, R., v.d. Linden, M.P.G., Raatjes, P., Kingma, J., v. Lelyveld, P.H. und Witholt, B. (1989), *J. Biol. Chem.* 264(10), 5435-5441
13. van Beilen, J.B., Wubbolts, M.G. und Witholt, B. (1994), *Bio-degradation* 5, 161-174
14. Shanklin, J., Whittle, E. und Fox, B.G. (1994), *Biochemistry* 33, 12787-12794
15. Shanklin, J., Achim, C., Schmidt, H., Fox, B.G. und Münck, E. (1997), *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 94, 2981-2986
16. Shaw, J.P. und Harayama, S. (1990), *Eur. J. Biochem.* 191, 705-714
17. Shaw, J.P., Schwager, F. und Harayama, S. (1992), *Biochemical Journal* 283, 789-794
18. Shaw, J.P., Rekik, M., Schwager, F. und Harayama, S. (1993), *J. Biol. Chem.* 268, 10842-10850
19. Kunz, D.A. und Chapman, P.J. (1981), *J. Bacteriol.* 146(1), 179-191
20. Wubbolts, M.G., Reuvekamp, P. und Witholt, B. (1994), *Enzyme Microb. Technol.* 16, 608-615
21. Harayama, S., Leppik, R.A., Rekik, M., Mermod, N., Lehrbach, P.R., Reineke, W. und Timmis, K.N. (1986), *J. Bacteriol.* 167(2), 455-461

25

22. Grund, A., Shapiro, J., Fennewald, M., Bacha, P., Leahy, J., Markbreiter, K., Nieder, M. und Toepfer, M. (1975), J. Bacteriol. 123, 546-556

5 23. Yuste, L., Canosa, I. und Rojo, F. (1998), J. Bacteriol. 180(19), 5218-5226

24. Sambrook, J., Fritsch, E.F. und Maniatis, T. (1989), Molecular cloning: a laboratory manual, 2nd ed., Cold Spring Harbor Laboratory, Cold Spring Harbor, N.Y.

10 25. Panke, S., Witholt, B., Schmid, A. und Wubbolts, M.G. (1998), Appl. Environ. Microbiol. 64(6), 2032-2043

26. Mavrovouniotis, M.L. (1990), Biotechnol. Bioeng. 36, 1070-1082

27. Mavrovouniotis, M.L. (1991) The Journal of Biological Chemistry 266(22), 14440-14445

15 28. Dean, J.A. (Hrsg.) (1985), Lange's Handbook of Chemistry, 13. Auflage, McGraw-Hill Book Company

29. Leonardo, M.R., Dailly, Y. und Clark, D.P. (1996), J. Bacteriol. 178(20), 6013-6018

30. Hanahan, D. (1983), J. Mol. Biol. 166, 557-580

20 31. Panke, et al., (1999) Applied and Environmental Microbiology 65, 2324-2332

32. T.J. Silhavy, M.L. Berman und L.W. Enquist, Experiments with Gene Fusions, Cold Spring Harbor Laboratory, Cold Spring Harbor, NY (1984)

25 33. Ausubel, F.M. et al., (1987) Current Protocols in Molecular Biology, Greene Publishing Assoc. and Wiley Interscience

34. Pouwels P. H. et al., (1985) "Cloning Vectors", Hrsg, Elsevier, Amsterdam-New York-Oxford

35. F. Ausubel et al., (1997) Current Protocols in Molecular Biology, Wiley Interscience, New York

30

35

40

45

Patentansprüche

1. Verfahren zur Herstellung aromatischer Aldehyde und/oder Car-
 5 bonsäuren der allgemeinen Formel I



10 worin

Ar für einen gegebenenfalls ein- oder mehrfach substituier-
 ten einkernigen aromatischen Ring steht;

15 R¹ für eine Sauerstoff-haltige Gruppe -CHO oder -COOH steht;
 und

n für eine ganzzahligen Wert von 0 bis 15 steht,

20 dadurch gekennzeichnet, daß man

25 a) in einem Kulturmedium, welches ein aromatisches Substrat
 der Formel II



worin

30 Ar die oben angegebenen Bedeutungen besitzt, und

R² für -CH=CH₂ oder -(CH₂)_{n+1}R³ steht, worin

n wie oben angegeben definiert ist und

R³ für H oder OH steht;

35 oder, wenn R¹ für -COOH steht, R² auch für
 -(CH₂)_nR⁴ stehen kann, worin n wie oben angegeben de-
 finiert ist und R⁴ für -CHO steht;

40 enthält, einen Mikroorganismus kultiviert, der ein Enzym
 ausgewählt unter Xylolmonoxygenase (XMO) und Alkanmonoo-
 xygenase (AMO) exprimiert; und

45 b) die Verbindung(en) der Formel I aus dem Kulturmedium iso-
 liert.

2. Verfahren nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß der XMO exprimierende Mikroorganismus im wesentlichen keine Benzylalkoholdehydrogenase (BADH) und/oder keine Benzaldehyddehydrogenase (BZDH)-Aktivität besitzt.

5

3. Verfahren nach Anspruch 1, dadurch gekennzeichnet, daß der AMO exprimierende Mikroorganismus im wesentlichen keine Alkanoldehydrogenase und/oder Alkanaldehydrogenase (AADH)-Aktivität besitzt.

10

4. Verfahren nach einem der vorherigen Ansprüche, dadurch gekennzeichnet, daß man einen rekombinanten Mikroorganismus verwendet, welcher mit einem Expressionsvektor transformiert ist, der unter der genetischen Kontrolle des regulativen alk-Systems aus *Pseudomonas oleovorans* GPol die für XMO kodierenden Gene *xylM* und *xylA*, oder die für AMO kodierende Gene *alkB*, *alkG* und *alkT* in operativer Verknüpfung enthält.

20

5. Verfahren nach Anspruch 4, dadurch gekennzeichnet, daß der Mikroorganismus mit dem Expressionsplasmid pSPZ3 transformiert ist.

25

6. Verfahren nach einem der vorhergehenden Ansprüche, dadurch gekennzeichnet, daß der Mikroorganismus ein Bakterium der Gattung *Escherichia* ist.

30

7. Verfahren nach einem der Ansprüche 4 bis 6, dadurch gekennzeichnet, daß man die Enzymexpression durch Zugabe eines Induktors zum Kulturmedium startet.

35

8. Verfahren nach einem der vorhergehenden Ansprüche, dadurch gekennzeichnet, daß man eine Verbindung der Formel II, worin R² für -CH=CH₂, -CH₃ oder -CH₂OH steht, mit einem Mikroorganismus umsetzt, welcher XMO-Aktivität exprimiert.

40

9. Verfahren nach einem der Ansprüche 1 bis 7, dadurch gekennzeichnet, daß man eine Verbindung der Formel II, worin R² für -(CH₂)_m-R³ steht, worin R³ wie oben definiert ist und m für einen ganzzahligen Wert von 6 bis 13 steht, mit einem Mikro-

ganismus umsetzt, welcher AMO-Aktivität exprimiert.

10. Verfahren nach Anspruch 4, dadurch gekennzeichnet, daß man
5 Xylolmonoxygenase aus *Pseudomonas putida* mt-2 exprimiert.

11. Rekombinanter Mikroorganismus, enthaltend einen Expressions-
10 vektor, der unter der genetischen Kontrolle des alk-Regulati-
onssystems aus *Pseudomonas oleovorans* GPol die für XMO kodie-
renden Gene *xylM* und *xylA*, oder die für AMO kodierende Gene
alkB, alkG und alkT in operativer Verknüpfung enthält.

15 12. Mikroorganismus nach Anspruch 11, ausgewählt unter Bakterien
der Gattung *Escherichia* und *Pseudomonas*.

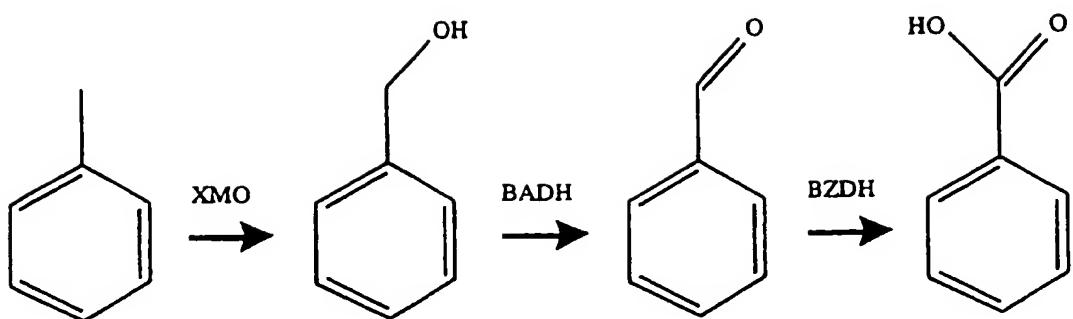
13. Mikroorganismus nach Anspruch 11 oder 12, transformiert mit
20 dem Plasmid pSPZ3.

14. Expressionskonstrukt, das unter der genetischen Kontrolle des
25 regulativen alk-Systems aus *Pseudomonas oleovorans* GPol die
für XMO kodierenden Gene *xylM* und *xylA*, oder die für AMO
kodierende Gene alkB, alkG und alkT in operativer Verknüpfung
enthält.

30 15. Verwendung eines Mikroorganismus nach Anspruch 11 bis 13 oder
eines Expressionskonstrukttes nach Anspruch 14 zur mikrobiolo-
gischen Herstellung aromatischer Verbindungen der allgemeinen
Formel I.

1/9

(A)



(B)

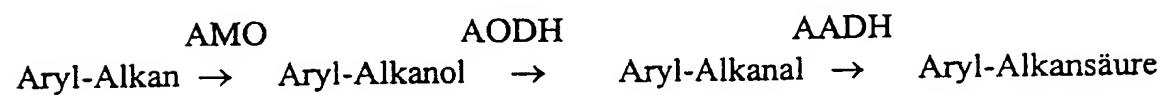


Fig. 1

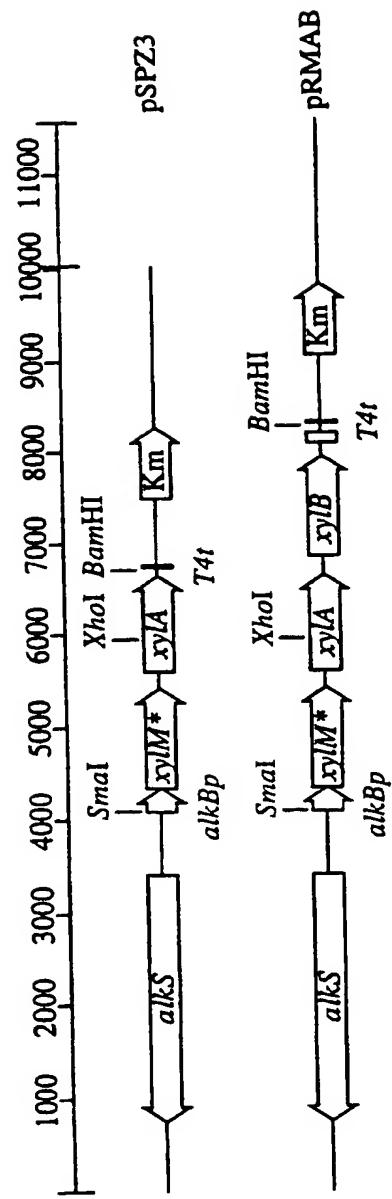


Fig. 2

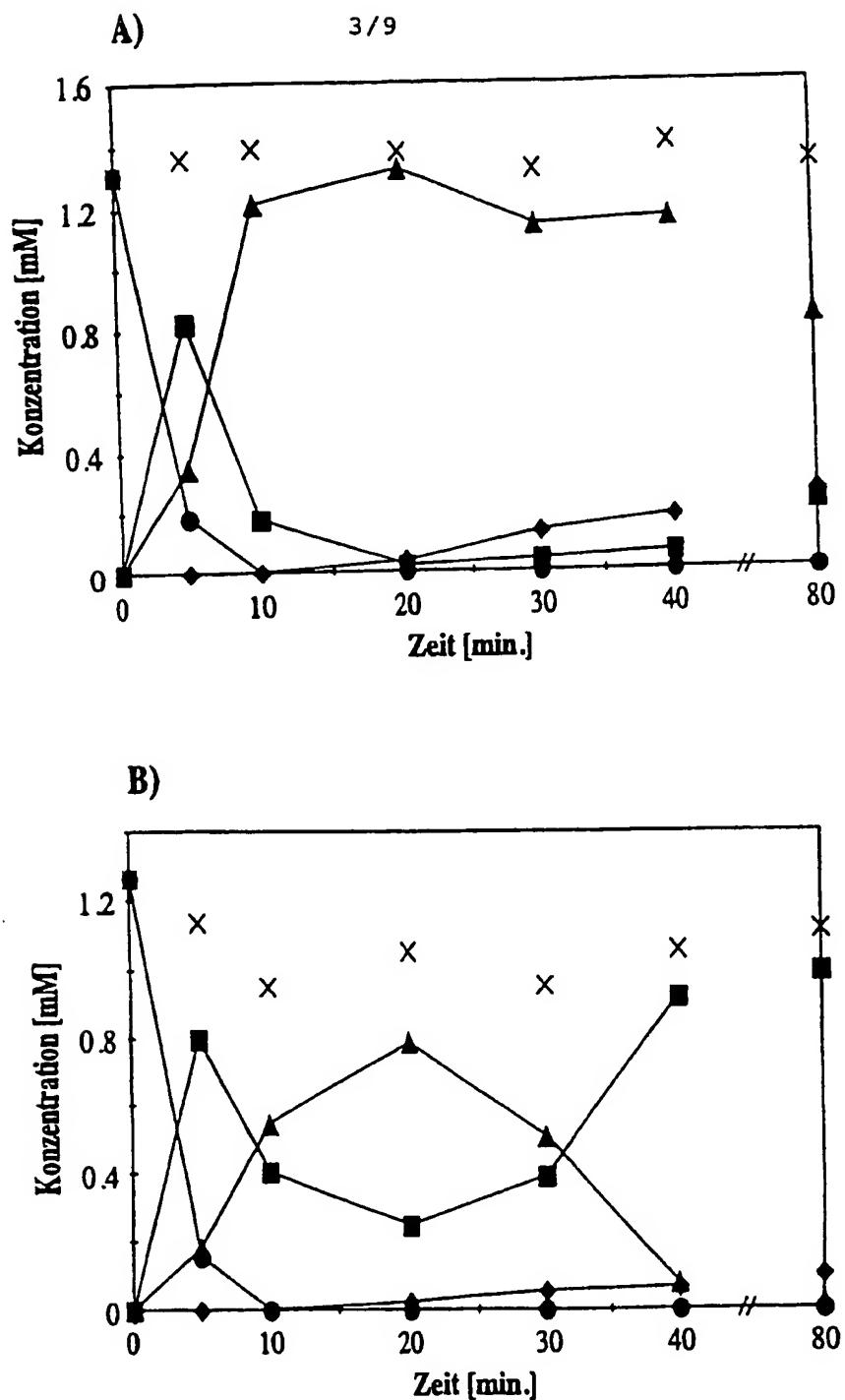


Fig. 3

4 / 9

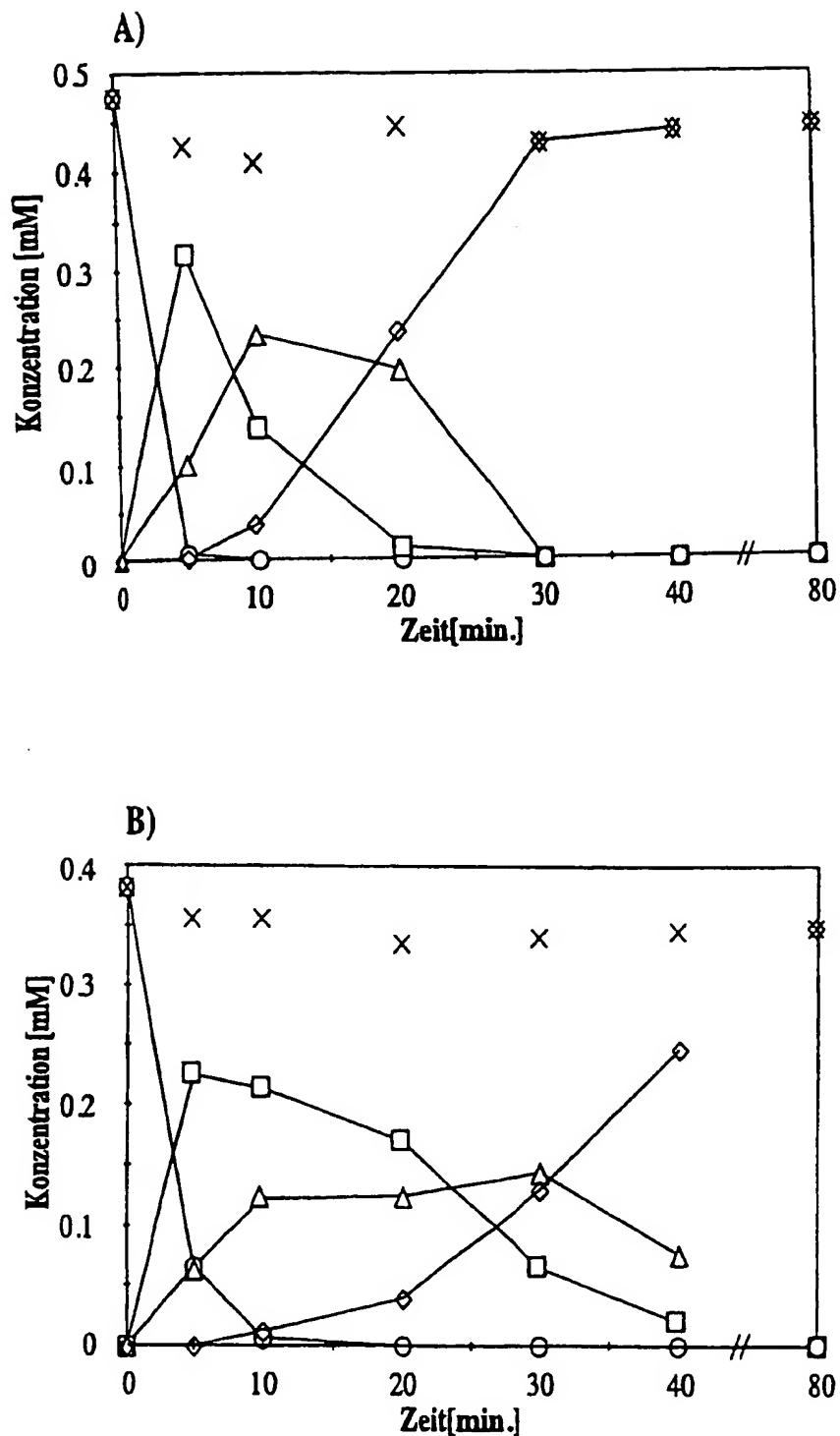
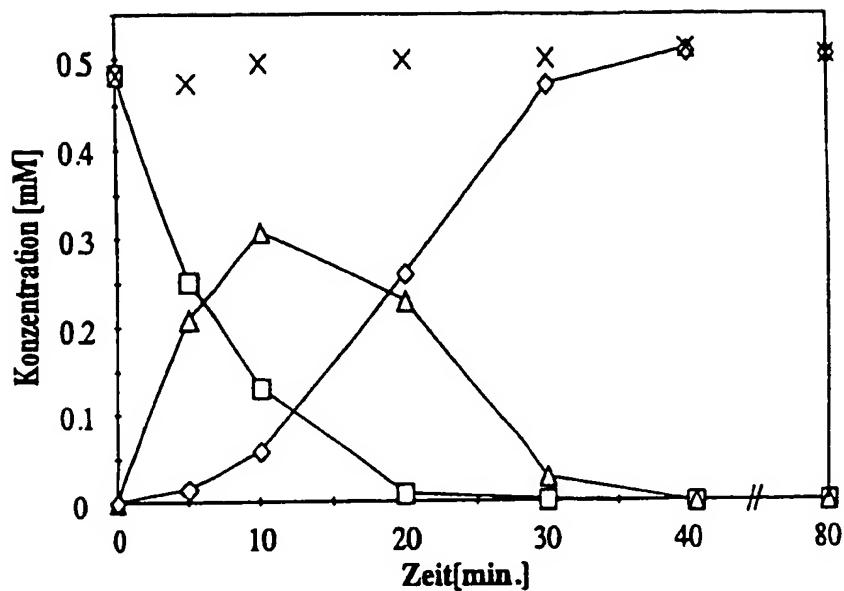


Fig. 4

5/9

C)



D)

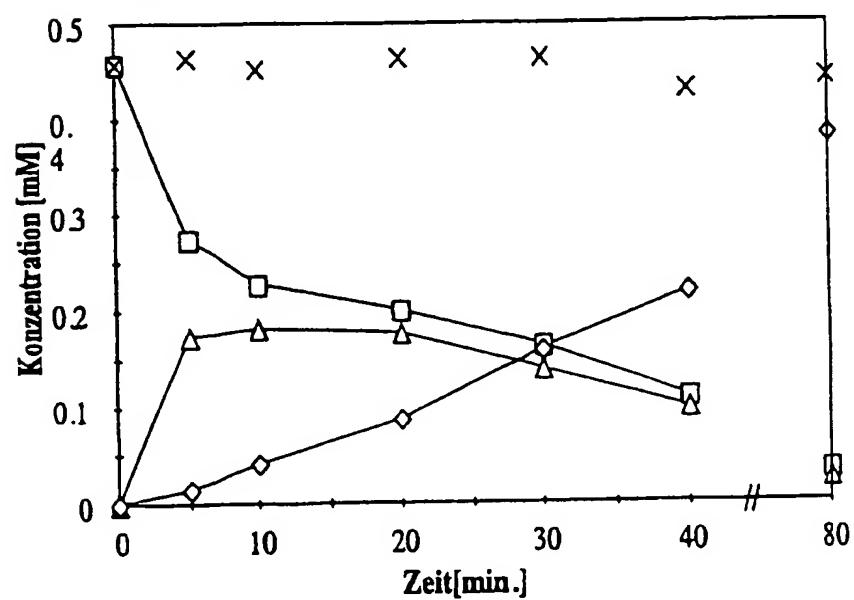


Fig. 4 (Forts.)

6/9

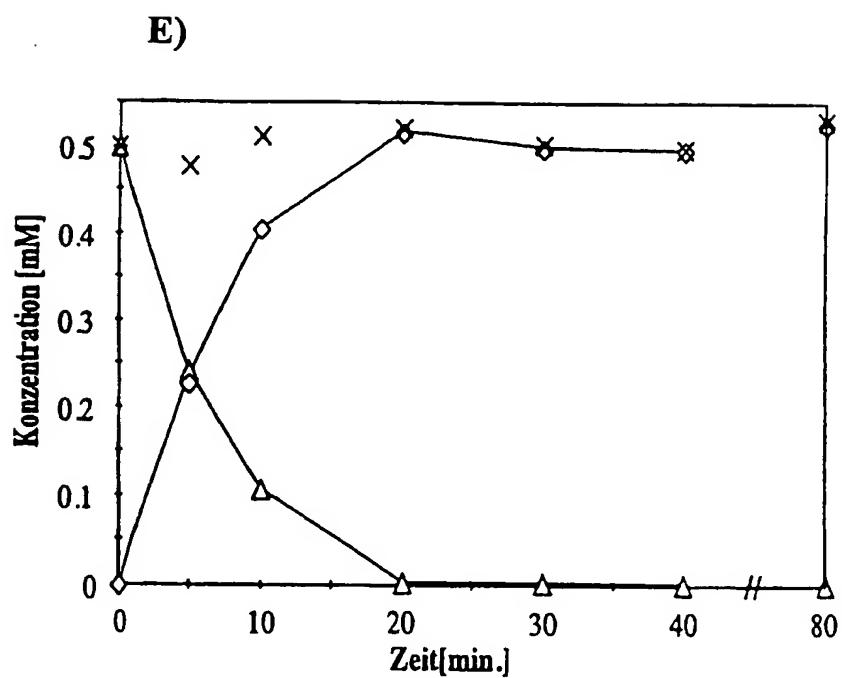


Fig. 4 (Forts.)

7/9

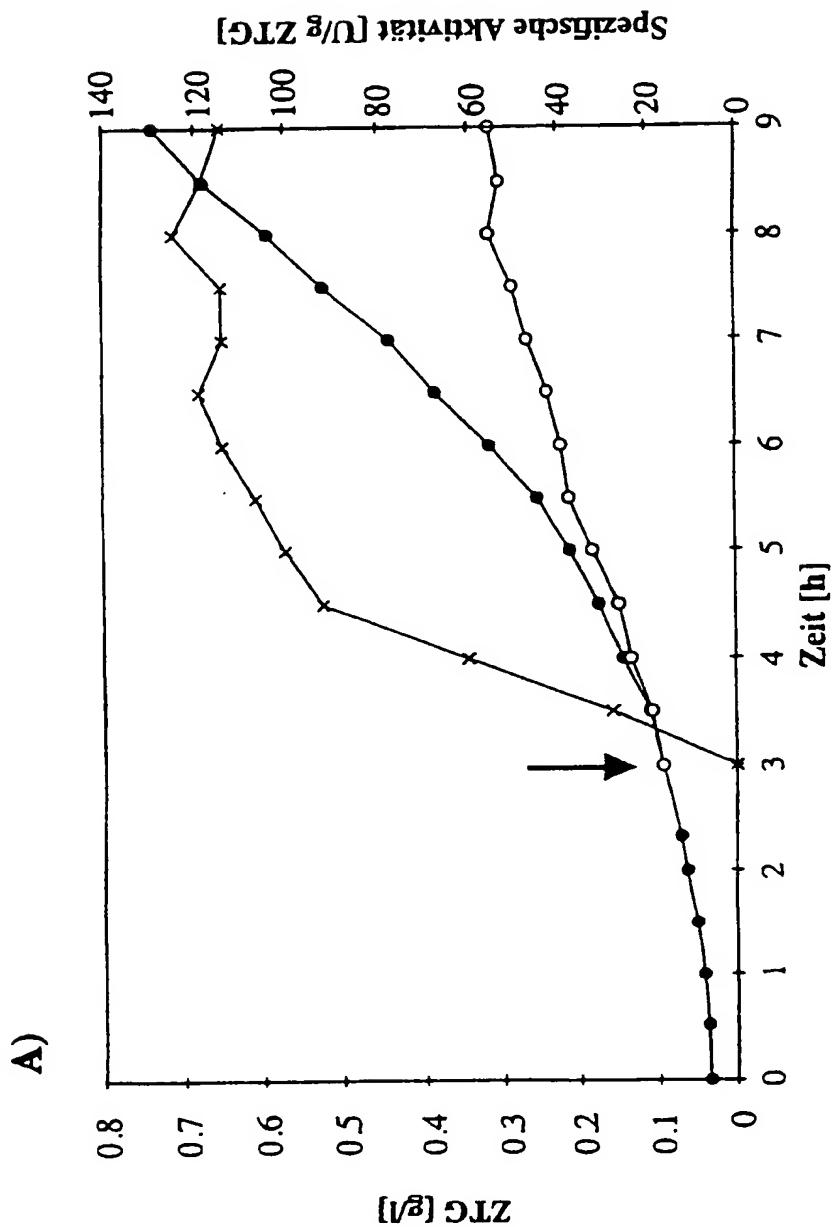


Fig. 5

8/9

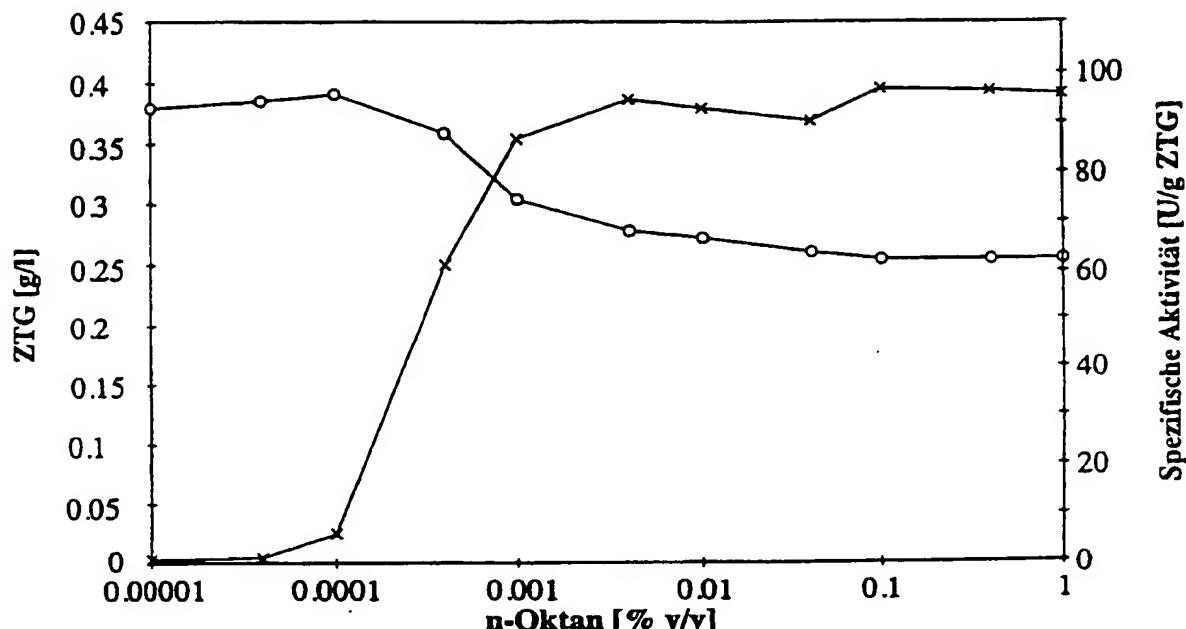
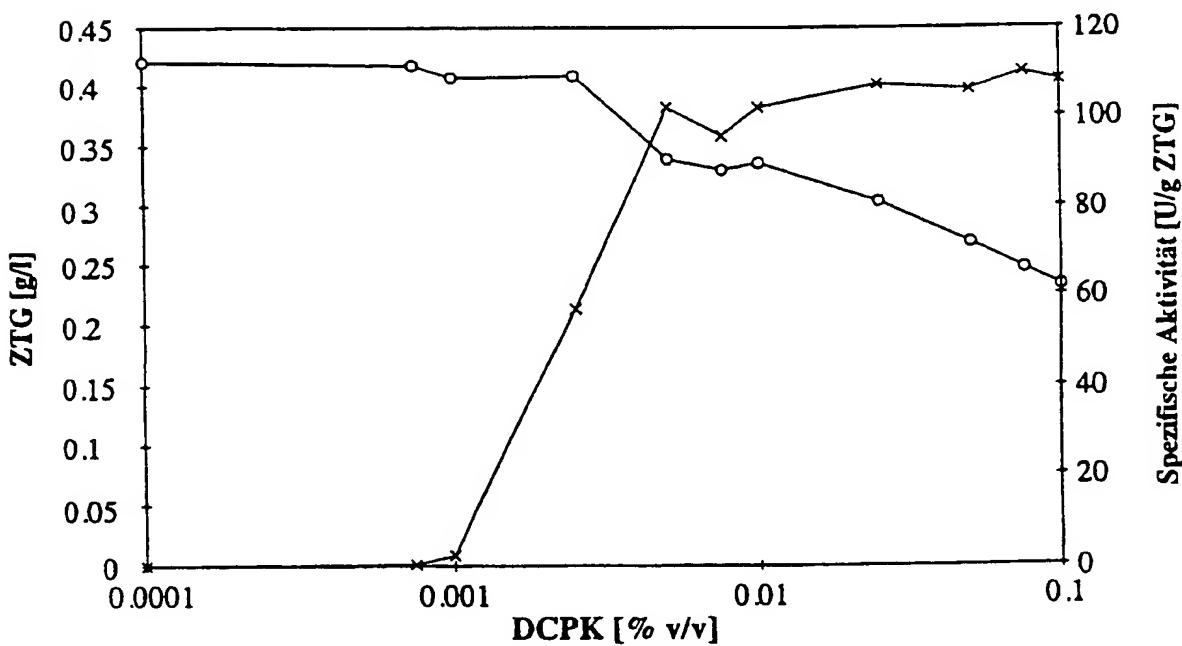
B)**C)**

Fig. 5 (Forts.)

9/9

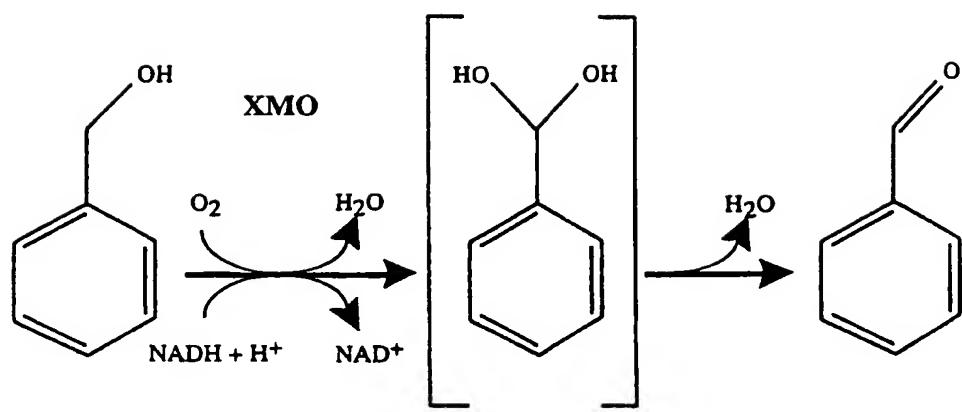


Fig. 6